

Aus dem Institut für Zoologie, Fischereibiologie  
und Fischkrankheiten der  
Tierärztlichen Fakultät der Universität München

Vorstand: Prof. Dr. Dr. habil. R. Hoffmann

**Saisonale Veränderungen hämatologischer und blutbiochemischer Werte bei  
europäischen Landschildkröten (*Testudo graeca*, *Testudo hermanni*, *Testudo  
marginata*)**

Inaugural-Dissertation  
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde der  
Tierärztlichen Fakultät der  
Ludwig-Maximilians-Universität München

von

Mario Erler  
aus  
Saalfeld

München, 2003

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät der  
Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan:	Univ.-Prof. Dr. R. Stolla
Referent:	Univ.-Prof. Dr. R. Hoffmann
Korreferent:	Univ.-Prof. Dr. J. Hirschberger

Tag der Promotion: 18.07.2003

Meinen Eltern

**INHALTSVERZEICHNIS**

	Seite
<b>I. Einleitung</b>	<b>1</b>
<b>II. Literaturübersicht</b>	<b>3</b>
2.1. Blutentnahme	3
2.2. Probenaufbewahrung	7
2.3. Gesamtblutmenge und Probenvolumen	8
2.4. Hämatologische Untersuchungen	8
2.4.1 Hämatokrit (HCT)	9
2.4.2. Erythrozytenzahl (RBC)	13
2.4.3. Hämoglobin (HGB)	17
2.4.4. Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV)	19
2.4.5. Leukozytenzahl (WBC)	23
2.4.6. Thrombozytenzahl (PLT)	26
2.4.7. Differentialblutbild	27
2.4.7.1. Heterophile Granulozyten	28
2.4.7.2. Eosinophile Granulozyten	29
2.4.7.3. Basophile Granulozyten	30
2.4.7.4. Lymphozyten	31
2.4.7.5. Monozyten	32
2.4.7.6. Tabellarische Übersicht des Differentialblutbildes verschiedener Literaturquellen	33
2.5. Blutbiochemische Untersuchungen	34
2.5.1. Kalium (K)	34
2.5.2. Natrium (Na)	36
2.5.3. Chlorid (Cl)	39
2.5.4. Kalzium (Ca)	41
2.5.5. Phosphor (P)	44

2.5.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis	46
2.5.7. Harnstoff (BUN)	47
2.5.8. Harnsäure (URIC)	51
2.5.9. Alaninaminotransferase (ALT)	54
2.5.10. Aspartataminotransferase (AST)	55
2.5.11. Lactatdehydrogenase (LDH)	57
2.5.12. Creatinkinase (CK)	59
2.5.13. Gesamtprotein (TP)	60
2.5.14. Albumin (ALB)	64
2.5.15. Globulin (GLOB)	66
2.5.16. Albumin-Globulin-Verhältnis	68
2.5.17. Glukose (GLU)	70
2.5.18. Cholesterin (CHOL)	73
2.5.19. Triglyceride (TRIG)	75
<b>III. Material und Methoden</b>	<b>78</b>
3.1. Untersuchte Tiere, Haltung und Fütterung	78
3.2. Klinische Untersuchung der Schildkröten	79
3.3. Körpergewicht und Carapaxlänge	80
3.4. Blutentnahmezeitpunkte	80
3.5. Probengewinnung	81
3.6. Probenaufbewahrung und –aufbereitung	82
3.7. Hämatologische Untersuchungen	82
3.7.1. Hämatokrit	82
3.7.2. Erythrozytenzahl	83
3.7.3. Hämoglobin	83
3.7.4. Erythrozytenindizes	84
3.7.5. Leukozytenzahl	84
3.7.6. Thrombozytenzahl	85
3.7.7. Differentialblutbild	85

3.8. Blutbiochemische Untersuchungen	85
3.9. Statistische Methoden	86
3.10. Herpesvirus-Antikörperbestimmung	87
<b>IV. Ergebnisse</b>	<b>88</b>
4.1. Körpergewicht und Carapaxlänge	88
4.2. Hämatologische Untersuchungen	88
4.2.1. Hämatokrit (HCT)	89
4.2.2. Erythrozytenzahl (RBC)	91
4.2.3. Hämoglobin (HGB)	93
4.2.4. Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV)	95
4.2.4.1. MCHC	95
4.2.4.2. MCH	97
4.2.4.3. MCV	99
4.2.5. Leukozytenzahl (WBC)	101
4.2.6. Thrombozytenzahl (PLT)	103
4.2.7. Differentialblutbild	105
4.2.7.1. Heterophile Granulozyten	105
4.2.7.2. Eosinophile Granulozyten	107
4.2.7.3. Basophile Granulozyten	109
4.2.7.4. Lymphozyten	111
4.2.7.5. Monozyten	113
4.2.8. Übersicht	115
4.3. Blutbiochemische Untersuchungen	116
4.3.1. Kalium (K)	116
4.3.2. Natrium (Na)	118
4.3.3. Chlorid (Cl)	120
4.3.4. Kalzium (Ca)	122
4.3.5. Phosphor (P)	125
4.3.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis	128
4.3.7. Harnstoff (BUN)	131

4.3.8. Harnsäure (URIC)	133
4.3.9. Alaninaminotransferase (ALT)	135
4.3.10. Aspartataminotransferase (AST)	137
4.3.11. Lactatdehydrogenase (LDH)	139
4.3.12. Creatinkinase (CK)	141
4.3.13. Gesamtprotein (TP)	143
4.3.14. Albumin (ALB)	146
4.3.15. Globulin (GLOB)	149
4.3.16. Albumin-Globulin-Verhältnis	152
4.3.17. Glukose (GLU)	155
4.3.18. Cholesterin (CHOL)	157
4.3.19. Triglyceride (TRIG)	160
4.3.20. Übersicht	163
4.4. Ergebnisse der Herpesvirus-Antikörperbestimmung (Neutralisationstest)	164
<b>V. Diskussion</b>	<b>165</b>
5.1. Fehlerquellen	165
5.2. Körpergewicht und Carapaxlänge	166
5.3. Hämatologische Untersuchungen	167
5.3.1. Hämatokrit (HCT)	167
5.3.2. Erythrozytenzahl (RBC)	169
5.3.3. Hämoglobin (HGB)	171
5.3.4. Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV)	173
5.3.5. Leukozytenzahl (WBC)	176
5.3.6. Thrombozytenzahl (PLT)	178
5.3.7. Differentialblutbild	179
5.3.7.1. Heterophile Granulozyten	179
5.3.7.2. Eosinophile Granulozyten	181
5.3.7.3. Basophile Granulozyten	182
5.3.7.4. Lymphozyten	184

5.3.7.5. Monozyten	186
5.3.8. Abschließende Betrachtung zum weißen Blutbild der Maurischen Landschildkröten im Bezug auf die Herpesinfektion	187
5.4. Blutbiochemische Untersuchungen	189
5.4.1. Kalium (K)	189
5.4.2. Natrium (Na)	190
5.4.3. Chlorid (Cl)	192
5.4.4. Kalzium (Ca)	193
5.4.5. Phosphor (P)	196
5.4.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis	197
5.4.7. Harnstoff (BUN)	199
5.4.8. Harnsäure (URIC)	201
5.4.9. Alaninaminotransferase (ALT)	203
5.4.10. Aspartataminotransferase (AST)	204
5.4.11. Lactatdehydrogenase (LDH)	206
5.4.12. Creatinkinase (CK)	207
5.4.13. Gesamtprotein (TP)	208
5.4.14. Albumin (ALB)	211
5.4.15. Globulin (GLOB)	212
5.4.16. Albumin-Globulin-Verhältnis	214
5.4.17. Glukose (GLU)	215
5.4.18. Cholesterin (CHOL)	217
5.4.19. Triglyceride (TRIG)	219
5.4.20. Abschließende Betrachtung zur Blutbiochemie der Maurischen Landschildkröten im Bezug auf die Herpesinfektion	222
5.5. Gesamtüberblick	223



<b>VI. Zusammenfassung</b>	<b>225</b>
<b>VII. Summary</b>	<b>227</b>
<b>VIII. Literaturverzeichnis</b>	<b>229</b>
<b>IX. Anhang</b>	<b>246</b>
<b>Danksagung</b>	<b>294</b>
<b>Lebenslauf</b>	<b>295</b>

## I. Einleitung

Europäische Landschildkröten gehören längst zum gewohnten Bild in vielen Kleintierpraxen. Die Zeiten in welchen diese Tiere als billige Spielzeuge gehandelt wurden sind Vergangenheit, wenn auch einige wenige Überbleibsel aus vergangenen Jahren noch Zeugen davon sind, mit welcher Zähigkeit selbst widerlichste Haltungsbedingungen toleriert werden.

Inzwischen sorgen nationale wie internationale Bestimmungen dafür, daß ein Handel mit Europäischen Landschildkröten nur noch unter streng kontrollierten Bedingungen möglich ist (WA, CITES, EU-Verordnungen, Bundesartenschutzgesetz).

Infolge dieser Verordnungen sowie durch den starken Rückgang der Populationen in ihren Heimatländern ist der materielle Wert der Tiere in den letzten Jahren rasant gestiegen und damit die Bereitschaft auch zu aufwendigerer tiermedizinischer Versorgung.

Somit wird an uns Tierärzte die Aufgabe herangetragen, ähnlich wie das bei anderen Tierarten seit langem der Fall ist, auch an Schildkröten eine qualifizierte Behandlung durchzuführen. Da sowohl die klinische Untersuchung als auch bildgebende Verfahren bei Landschildkröten durch die Ausbildung des Panzers starken Einschränkungen unterworfen sind, muß der Blutuntersuchung eine umso größere Bedeutung beigemessen werden. Zahlreiche Arbeiten zu diesem Thema müssen als Mosaiksteine verstanden werden, welche als sinnvolles Bild zusammengesetzt, Referenzwerte für die hämatologische und blutbiochemische Diagnostik liefern.

Wie alle Reptilien gehören europäische Landschildkröten zu den poikilothermen Tieren, welche mit all ihren Lebensvorgängen stark von den Umgebungsbedingungen abhängig sind. Neben der Temperatur sind Sonnenscheindauer, Lichtintensität, Luftfeuchte, Niederschläge und Luftbewegung Klimafaktoren, welche die Lebensvorgänge dieser Tiere in besonderer Weise beeinflussen. Auch das Nahrungsangebot wird von vorgenannten Faktoren nachhaltig geprägt.

Die hier betrachteten Schildkröten stammen alle aus mediterranen Gebieten mit mehr oder weniger trockenen Sommern und feuchteren milden Wintern.

Daß die Lebensweise dieser Tiere stark saisonal geprägt ist, liegt auf der Hand. Nur wenn dieser Tatsache Rechnung getragen wird, ist eine langjährige, erfolgreiche, artgerechte Haltung und Vermehrung von Landschildkröten in Gefangenschaft möglich. Freilandhaltung im Sommer, regelmäßige Winterruhe und ein natürliches Nahrungsangebot sind dabei essentielle Faktoren, die einzuhalten sind, will man eine einigermaßen naturnahe Haltung von europäischen Landschildkröten gewährleisten.

Beobachtet man eingehend den Jahresablauf unserer Schildkröten und die damit einhergehenden Veränderungen, so liegt die Vermutung nahe, daß auch physiologische Stoffwechselparameter saisonalen Schwankungen unterworfen sind. Sommer- und Winterruhe, geschlechtliche Aktivität im Frühjahr und Herbst, Eiablagen im Frühjahr, sowie stark saisongebundene Nahrungsaufnahmeaktivität sind Faktoren, welche ein hohes Maß an Anpassungsfähigkeit vom Stoffwechsel der Schildkröten fordern. Diese Veränderungen anhand hämatologischer und blutbiochemischer Parameter zu untersuchen ist das Ziel der vorliegenden Arbeit.

Um unterschiedliche Haltungseinflüsse auszuschließen wurde als Untersuchungsobjekt ein abgeschlossener Bestand europäischer Landschildkröten gewählt, welcher seit ca. 10 Jahren unter annähernd gleichen Bedingungen lebt.

Beachtung fanden nur Schildkröten der Arten *Testudo hermanni*, *Testudo graeca* und *Testudo marginata*, welche vor Beginn der Studie mindestens 2 Jahre im Bestand lebten. Zur Untersuchung wurden nur klinisch unauffällige Tiere herangezogen.

## **II. Literaturübersicht**

### **2.1. Blutentnahme**

Wenn auch ohne Relevanz für die tierärztliche Praxis, soll eingangs die Möglichkeit der Blutentnahme durch Dekapitation der Schildkröten Erwähnung finden, wurde sie doch von zahlreichen Forschern, vor allem in älteren Arbeiten, häufig angewandt (JOHLIN und MORELAND 1933, ALTLAND und PARKER 1955, ALTLAND u. BRACE 1956, LEONE und WILSON 1961, SHEELER und BARBER 1964, HUTCHINSON und SZARSKI 1965, DUGUY 1970). Erstaunen muß, daß diese Methode, welche sowohl aus moralisch-ethischen wie auch aus naturschützerischen Gründen abzulehnen ist, bis vor wenigen Jahren ihre Anhänger fand (MUSQUERA, MASSEGA und PLANAS 1976, KUCHLING 1981, KIM, CHO und KOH 1987).

Die fehlende Darstellbarkeit der peripheren Gefäße bei Schildkröten, sowie das Vorhandensein des knöchernen Panzers ließ die Blutentnahme bei Schildkröten schwierig erscheinen (KAPLAN 1968). Die Auseinandersetzung mit diesen Gegebenheiten führte aber schließlich zur Entwicklung zahlreicher mehr oder weniger praktikabler Blutentnahmemethoden, welche im folgenden kurz erläutert werden sollen. Die wohl am häufigsten angewandte Methode stellt die Herzpunktion dar, welche in unterschiedlichen Varianten an der wachen, anästhesierten oder getöteten Schildkröte durchgeführt wird.

ALDER und HUBER (1923), STENROOS und BOWMANN (1968), GILLES-BAILLIEN (1969) wie auch BONNET (1979) entfernten bei den Tieren das Plastron und punktierten anschließend das freigelegte Herz.

GAUMER und GOODNIGHT (1957) ebenso wie HUTTON und GOODNIGHT (1957) bohrten eine Öffnung in die craniomediale Ecke des rechten Abdominalschildes, welche zwischen den einzelnen Blutentnahmen mit einem Korken verschlossen wurde. Durch diese Öffnung wurde mit Hilfe einer Kanüle direkt der Herzventrikel punktiert. Dieser Methode bedienten sich später auch zahlreiche andere Forscher (FRAIR 1963, HIRSCHFELD und GORDON 1965, FRANKEL, STEINBERG und GORDON 1966, JACKSON und LEGENDRE 1967, KAPLAN 1968, DUGUY 1970, KERR und FRENKEL

1972, TAYLOR und JACOBSON 1982, PAGES, PEINADO und VISCOR 1992, APELT 1993). Die Bohrung wurde im Anschluß an die Blutentnahme mit Bienenwachs, Kronings-Zement, Kunstharz oder Gewebekleber verschlossen.

GANDAL (1958) perforierte das mit Alkohol gereinigte Plastron der anästhesierten Schildkröte in der Verbindungsnaht der Pectoral- und Abdominalschilde. Danach wird mit neuer Nadel das Herz punktiert.

KAPLAN (1968) erwähnt die Möglichkeit das Herz durch Einführen der Kanüle zwischen vorgelagertem Hals und Vorderbein zu erreichen. Diese Methode wird auch von OLSON, HESSLER und FAITH (1975) sowie GABRISCH und ZWART (1998) als mögliche Blutentnahmetechnik angegeben.

FRAIR, MITTERMEIER und RHODIN (1978) punktieren das Herz der Schildkröte mit langer Nadel durch einen Einstich cranial des Hinterbeines. Ausführlicher wird diese Methode 1983 von STEPHENS und CREEKMORE beschrieben.

Zur Entnahme kleinerer Blutmengen wurde das Kappen der Schwanzspitze (DUGUY 1970) oder eines Nagels (DUNSON 1970, ROSSKOPF 1982, LAWRENCE und HAWKEY 1986) beschrieben. ROSSKOPF (1982) sieht diese Methode als Mittel der ersten Wahl zur Blutentnahme bei Schildkröten, welche selbst der Venenpunktion vorzuziehen ist. Ganz im Gegensatz dazu wird das Nagelclipping von GÖBEL et al. (1990) für die klinische Diagnostik abgelehnt. LAWRENCE und HAWKEY (1986) fanden zwar keine signifikanten Unterschiede bei der Untersuchung von Blutproben aus der dorsalen Schwanzvene im Vergleich zu durch Nagelclipping gewonnenen Proben, räumen aber eine höhere Wahrscheinlichkeit von Unregelmäßigkeiten bei durch Nagelclipping gewonnenen Proben ein.

Auch die Punktion der Retroorbitalsinus wurde gelegentlich geübt (FRAIR 1963), liefert aber ebenfalls nur geringe Probenmengen. Von MAC LEAN et al. (1973) wird sie bei Echsen als einfache und sichere Methode zur Blutentnahme gelobt, welche der Herzpunktion vorzuziehen sei.

Vor- und Nachteile der verschiedenen Blutentnahmetechniken werden von JACOBSON, SCHUHMACHER und GREEN (1992) ausführlich beschrieben.

Wegen des relativ großen Aufwands, der notwendigen Narkose, der möglichen Infektionsgefahr und nicht zuletzt der fehlenden Akzeptanz des Tierbesitzers kann die

Herzpunktion sicher nur im Ausnahmefall als Methode für die tierärztliche Praxis angesehen werden (GÖBEL et al. 1990).

Neben der geringen Blutmenge sind die mögliche Verunreinigung der Probe sowie die unnötige Verletzung des Patienten als Nachteil des Nagelclippings und der Punktion der Retroorbitalsinus anzusehen (AVERY und VITT 1984, FRYE 1991).

Die Punktion peripherer Gefäße ist deshalb in den letzten Jahren mehr und mehr in den Vordergrund gerückt (GÖBEL, SCHILDGER und SPÖRLE 1990, FRYE 1991). Einige Besonderheiten wie die fehlende Darstellbarkeit der Venen durch geringen peripheren Blutdruck, Lage der Venen tief im Gewebe sowie relativ dicke Haut müssen dabei berücksichtigt werden (GÖBEL und SPÖRLE 1992).

Ein Überblick verschiedener praktikabler Blutentnahmetechniken wird von RICHTER et al. (1977) gegeben. Der Femoralplexus, die dorsolaterale Schwanzvene und die Jugularvene werden als mögliche Blutentnahmestellen beschrieben. Der Femoralplexus wurde dabei insbesondere bei kleineren Schildkröten (z.B. *Terrapene carolina*) bevorzugt. Die Nadel wird dabei am gestreckten Hinterbein bis zum Femur vorgeschoben und anschließend leicht zurückgezogen.

Desweiteren wird auch die Axillarvene (V. ulnaris) von verschiedenen Autoren als mögliche Blutentnahmestelle genannt (ROSSKOPF 1982, AVERY und VITT 1984, GÖBEL und SPÖRLE 1992).

Dazu wird in der Ellenbogenbeuge bei nach ventral gestrecktem Bein zwischen Bicepssehne und Humerus eingestochen und die Lage der Kanülenspitze solange vorsichtig korrigiert bis Blut austritt. Nachteil der Blutentnahme aus der Vena ulnaris ist die mögliche Punktion des nahegelegenen Lymphgefäßes oder der begleitenden Arterie, was zu Verunreinigungen der Probe bzw. starken Nachblutungen führen kann (GÖBEL und SPÖRLE 1992).

Auch die Schwanzvenen können zur Blutentnahme herangezogen werden. RICHTER et al. (1977) nutzten die dorsolaterale Coccygealvene zur Blutentnahme bei *Geochelone elephantopus*.

Die dorsale Schwanzvene, welche median auf der Dorsalfläche der Schwanzwirbel verläuft, wurde von RICHTER et al. (1977) sowie von SAMOUR et al. (1984) zur Blutentnahme bei Schildkröten beschrieben. Diese Methode wurde in den folgenden

Jahren auch von weiteren Autoren als alleinige oder alternative Blutentnahmetechnik verwendet (LAWRENCE und HAWKEY 1986, LAWRENCE 1987, GÖBEL und SPÖRLE 1992, SCHILDGER und HERZBERGER 1993, LAMNEK 1996, Mc ARTHUR 1996). GÖBEL und SPÖRLE (1992) benutzen dabei zur Fixation der Schildkröte einen speziellen Balken, auf welchen das Tier festgeschnallt wird. Die Nadel wird auf der Dorsalfläche des Schwanzes genau in der Medianen in einem Winkel von 60 - 70 ° nach proximal eingestochen und bis zum Knochen vorgeschoben.

Die Vena jugularis, wurde bereits 1976 von VOS-MAAS und ZWART zur intravenösen Injektion am narkotisierten Tier benutzt. Zur Blutentnahme wird sie ebenfalls häufig herangezogen (MUSQUERA et al. 1976, RICHTER et al. 1977, FRAIR et al. 1978, ALLEMAN et al. 1992, JACOBSON et al. 1992, DONHAUSER 1997) Die Blutentnahme erfolgt hierbei dorsolateral am gestrecktem Hals und setzt eine gewisse „Kooperationsbereitschaft“ der Schildkröte voraus (RICHTER et al. 1977). Die Kanüle wird unter leichter Aspiration im Winkel von 20° in craniocaudaler Richtung eingestochen

Letztendlich sind noch die dorsolateralen Cervicalsinus als mögliche Blutentnahmestelle bei Schildkröten zu erwähnen (BENNETT 1986, BOLTEN und BJORN DAL 1992, BRADLEY et al. 1998).

Sowohl von BENNETT (1986) als auch von DONHAUSER (1997) wird die Punktion der Cervicalsinus als relativ gefahrlos und atraumatisch beschrieben und insbesondere bei kleineren Individuen angewandt. Sie erfolgt gestrecktem leicht nach ventral abgebogenem Hals.

Verschiedene Autoren empfehlen grundsätzlich die Reinigung der Punktionsstelle mit Alkohol (z.B. JACOBSON 1997)

## 2.2. Probenaufbewahrung

Grundsätzlich ist Plasma dem Serum bei der biochemischen Untersuchung vorzuziehen, da bei gleichem Probenvolumen stets eine größere Menge Plasma im Vergleich zum Serum gewonnen werden kann. Häufig ist auch ein Erstarren des Serums nach der Zentrifugation (JACOBSON 1997).

Übereinstimmend wird die Verwendung von Heparin als Antikoagulanz für Schildkrötenblut empfohlen (ALTLAND und PARKER 1955, MUSQUERA et al. 1976, JACOBSON 1987, ALLEMANN et al. 1992, BOLTEN und BJORNDAL 1992, SCHILDGER und HERZBERGER 1993, McARTHUR 1996, BRADLEY et al. 1998).

Die Verwendung anderer, kalziumbindender Antikoagulantien führt zur Hämolyse des Schildkrötenblutes (JACOBSON 1987, KÖLLE 1994, McARTHUR 1996, CAMPBELL 1996, WATSON 1998).

Einige Autoren lagerten das nach Zentrifugation gewonnene Plasma bis zur Untersuchung im tiefgefrorenem Zustand. BOLTEN und BJORNDAL (1992) nutzten dazu flüssigen Stickstoff bei -70°C. FRAIR et al. (1978) lagerten das Plasma bei -30°C, MUSQUERA et al. (1976) bei -20°C, DONHAUSER (1997) bei -18°C.

JACOBSON et al. (1992) wiesen nach, daß bei warmer Lagerung (28°C) der Blutproben die Plasmakaliumspiegel innerhalb kurzer Zeit signifikant ansteigen, während sie bei Lagerung auf Eis konstant bleiben. Er empfiehlt deshalb eine umgehende Abzentrifugation des Plasmas, anschließende Lagerung auf Eis und umgehende Verarbeitung. Ist letzteres nicht möglich, erwähnt er die Möglichkeit des Tiefgefrierens der Plasmaproben, weist aber auf die Gefahr der Änderung von Enzymaktivitäten hin. Elektrolyte und anorganische Plasmabestandteile werden nicht beeinflusst (JACOBSON et al. 1992).

Blutausstriche werden sofort angefertigt, um Artefakte durch das Antikoagulanz zu vermeiden (CAMPELL 1996, BRADLEY et al. 1998).



### 2.3. Gesamtblutmenge und Probenvolumen

Das normale Blutvolumen bei Reptilien wird im allgemeinen mit 5 - 8% der Körpermasse angegeben, was 5 - 8 ml pro 100g Körpergewicht entspricht. Davon können, ohne Nachteil für den Probanden, ca. 10% bei einer Blutentnahme entnommen werden. Je nach Größe des Tieres wird meist deutlich weniger für die einzelnen Laboruntersuchungen benötigt (SAMOUR et al. 1984, CAMPELL 1996, JACOBSON 1997).

HIRSCHFELD und GORDON (1965) beziffern das normale Blutvolumen bei *Pseudemys scripta elegans* auf  $78,4 \pm 4,4$  ml/kg KG, daß heißt auf ca. 8% des Körpergewichts.

JACOBSON et al. (1992) berichten, daß bei *Xerobates agassizii* mit einem Körpergewicht von 3 kg 10 ml Blut innerhalb 2 min aus der Jugularvene gewonnen werden können.

GÖBEL und SPÖRLE (1992) entnahmen bei *Testudo hermanni* 0,5 - 1% des Körpergewichtes als Blutprobenmenge ohne negative Folgen für die Probanden zu beobachten.

BENNETT (1986) nimmt bei Schlüpflingen von *Caretta caretta* 0,5 ml bei einmaliger Blutentnahme. Das entspricht, bei einem angenommenen Blutvolumen von 8% der Körpermasse, immerhin 30,25% der Gesamtblutmenge! Bei täglicher Blutentnahme über 1 Woche wurde 0,2 ml je Probenentnahme gewonnen (12,5% der Gesamtblutmenge). Die Blutentnahme hatte keine negativen Auswirkungen auf die Tiere.

### 2.4. Hämatologische Untersuchungen

Im Zusammenhang mit der gestellten Thematik soll vor allem auf die Punkte Saisonalität, Geschlechts-, Alters - und Speziesabhängigkeit sowie diagnostischer Wert der einzelnen Parameter eingegangen werden.

Bei der tabellarischen Zusammenstellung der Einzelwerte wurde sich auf terrestrisch lebende Arten, *Pseudemys scripta elegans* als aquatile Art und *Terrapene carolina* als amphibischen Vertreter beschränkt.

Bei Parametern mit relativ wenigen Fundstellen wurden alle Schildkrötenarten in die Auflistung einbezogen.

Soweit den Quellen zu entnehmen, wurden nur Werte von gesunden Tieren in den Tabellen verarbeitet.

#### **2.4.1. Hämatokrit (HCT)**

Als einfach zu bestimmender hämatologischer Parameter wurde der Hämatokrit in zahlreichen Arbeiten untersucht. In der Regel lagen die Mittelwerte im Bereich zwischen 20 und 30%.

Die ausgeprägtesten Schwankungen fanden LAWRENCE und HAWKEY (1986), welche im Jahresverlauf bei *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* Werte zwischen 6 % und 45% ermittelten. Der niedrigste Hämatokrit wurde im Dezember, der höchste im März gemessen. Während des Sommers erfolgte ein langsames Absinken der Werte, welches in einem drastischen Abfall zum Anfang des Winters gipfelt. Während des Winters stieg der Hämatokrit bis zum Frühjahr wieder deutlich an.

Ähnlich sind die Ergebnisse, welche MASAT und MUSACCHIA (1965) bei *Chrysemys picta* und GILLES-BAILLIEN (1973) bei *Testudo hermanni* ermitteln konnten. Auch hier wurden während der Aktivitätsphase sinkende und während der Ruhephase im Winter steigende Hämatokritwerte gemessen.

Analog dazu fanden KAPLAN und RUEFF (1960) bei *Pseudemys scripta elegans* ein Absinken des Hämatokrits während des Sommers (April: 22,5 % - September: 16,2 %), sowie einen Anstieg im Winter. Relativ konstant auf einem Niveau von 25 % blieben die Werte von Januar - März.

Dem entsprechen auch die Angaben von Mc ARTHUR (1996): niedriger Hämatokrit vor und hoher nach der Winterruhe.

LAMNEK (1996) verzeichnete bei *Emys orbicularis* einen Anstieg der Werte von März bis Mai und einen Abfall von Mai bis Oktober. Der Hämatokrit im März lag deutlich über dem im Oktober.

PAGES et al. (1992) berichten dagegen von einem Anstieg des Hämatokrits bei *Mauremys caspica leprosa* vom Sommer zum Herbst.

Die grundlegende Aussage aller vorgenannten Arbeiten lässt sich durch die Untersuchungen von MUSACCHIA und GRUNDHAUSER (1962) abrunden, die im Blut von *Chrysemys picta* hohe Wassergehalte ( $\cong$  niedriger Hämatokrit) im Frühjahr und Sommer registrierten sowie niedrige Wassergehalte ( $\cong$  hoher Hämatokrit) im Herbst und Winter.

HUTTON (1960), TAYLOR und JACOBSON (1982), sowie DONHAUSER (1997) konnten bei ihren Untersuchungen keine saisonalen Einflüsse nachweisen.

Ein deutliches Absinken des Hämatokrits konnten MUNDAY und BLANE (1961) dagegen bei induzierter Kältestarre bei Grasnattern (*Tropidonotus natrix*) feststellen.

Das entspricht im wesentlichen den Ergebnissen von MUSACCHIA und SIEVERS (1956), die bei *Chrysemys picta* während einer induzierten Kältestarre ein Absinken des Hämatokrits von ca. 20 % konstatierten.

Nach ALTLAND und THOMPSON (1958) haben männliche *Terrapene carolina* einen signifikant höheren Hämatokrit als weibliche. Diese Aussage wurde von DONHAUSER (1997) bei europäischen Landschildkröten bestätigt.

Auch bei LAMNEK (1996) hatten männliche *Emys orbicularis* einen höheren Hämatokrit als weibliche. Diese Unterschiede waren jedoch statistisch nicht signifikant.

GAUMER und GOODNIGHT (1957) wie auch TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten im Gegensatz dazu keine Geschlechtsunterschiede nachweisen.

BOLTEN und BJORN DAL (1992) konnten bei *Chelonia mydas* weder geschlechts- noch größenabhängige Unterschiede des Hämatokrits nachweisen.

Deutliche Speziesunterschiede ermittelten GAUMER und GOODNIGHT (1957) sowie DONHAUSER (1997).

Auch FRAIR (1977) konnte bei Untersuchungen an Meeresschildkröten Speziesunterschiede nachweisen. Laut FRAIR haben größere Tiere einen höheren Hämatokrit als kleinere.

LAWRENCE und HAWKEY (1986) ermittelten im Jahresverlauf bei *Testudo hermanni* etwas höhere Hämatokritwerte (statistisch nicht signifikant) als bei *Testudo graeca*.

BRADLEY et al. (1998) ermittelten einen leichten Anstieg des Hämatokrits bei juvenilen *Caretta caretta* im Laufe des ersten Lebensjahres von 18,5 % auf 20,14 %.

Einen massiven Anstieg des Hämatokrits auf Werte bis zu 62 % fand LAWRENCE (1987) bei *Testudo hermanni* und *graeca* mit Anorexie nach der Winterruhe, sowie einen Abfall desselben während der Erholungsphase.

JACOBSON et al. (1991) fanden bei Gopherschildkröten mit Erkrankungen des oberen Respirationstraktes niedrigere Hämatokritwerte als bei gesunden Vergleichstieren. Diese Unterschiede waren jedoch nicht signifikant.

Eine Rotwangenschmuckschildkröte mit Diabetes mellitus hatte einen niedrigen Hämatokrit (FRYE et al. 1976).

Blutungen führen zum Absinken des Hämatokrits (HIRSCHFELD und GORDON 1965)

APELT (1993) fand bei *Testudo hermanni* 30 Tage nach einer Anästhesie einen niedrigeren Hämatokrit als während der Narkose.

SPEZIES	n	HÄMATOKRIT (%)	AUTOR
Testudo graeca	12	6 - 45	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	13	25,6 (s: 5,9)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	6	15 - 38	GILLES-BAILLIEN (1973)
	6	8 - 45	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	17	29 (24 - 35)	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	18	22 - 30	WIECHERT (1992)
	35	22 (11 - 32)	APELT (1993)
	138	28,3 (s: 6,22)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	9	24,2 (s: 3,63)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	17	29,8 (s: 5,03)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300	23 - 37	ROSSKOPF (1982)
	4	27,7 (s: 1,7)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	13	22,7 (15 - 30)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	10	11 - 27	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	30	28,6 ± 1,2	ALT LAND u. PARKER (1955)
	12	24,9 ± 1,0	GAUMER u. GOODNIGHT (1957)
	25 m	26,9 ± 0,5	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	29 w	22,4 ± 0,7	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	27	24,8 (19 - 29)	ALT LAND u. BRACE (1962)
Pseudemys s. elegans	50	14,8 - 22,6	HUTTON (1960)
	42-67	16,2 - 26	KAPLAN u. RUEFF (1960)
	11	23,5 ± 1,9	SHEELER u. BARBER (1964)
Pseudemys spec.	?	16,2 - 25,1	KAPLAN (1960)
Diverse Schildkröten	>100	32 - 55	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.1:** Hämatokrit (%) nach Literaturangaben

m - männlich

w - weiblich

### 2.4.2. Erythrozytenzahl (RBC)

Die Erythrozytenzahlen bei Schildkröten liegen im Durchschnitt 1 Zehnerpotenz unter den beim Säuger bekannten Werten. Die bei Vögeln gezählten Erythrozytenzahlen sind etwa 5 x so hoch wie bei Schildkröten. (SHEELER und BARBER 1964, HAWKEY et al. 1991). Schildkrötenerythrozyten sind kernhaltig und haben im Blutaussstrich eine Größe von  $18,5\text{ }\mu\text{m} - 20\text{ }\mu\text{m} \times 10\text{ }\mu\text{m} - 12\text{ }\mu\text{m}$  (WATSON 1998).

Ähnlich wie beim Hämatokrit wurde von LAWRENCE und HAWKEY (1986) auch beim RBC die größte Schwankungsbreite ermittelt ( $1,1 - 13,6 \times 10^5/\mu\text{l}$ ). Sämtliche in der Literatur gefundenen Werte liegen innerhalb dieses Bereichs. Schwankungen der Erythrozytenzahl treten saisonal, altersabhängig, geschlechtsabhängig und pathologisch bedingt auf (DUGUY 1970).

Saisonale Schwankungen wurden von einigen Autoren beschrieben. DUGUY (1970) faßt die Ergebnisse einiger Untersuchungen wie folgt zusammen: Anstieg des RBC vor und Abfall nach der Winterruhe. Diese Veränderungen werden unter anderem mit dem Sexualzyklus der Tiere in Verbindung gebracht.

Auch KAPLAN und RUEFF (1960) berichten von einem Anstieg des RBC am Ende des Sommers sowie einem drastischen Abfall im Dezember. Von Dezember bis März wurden steigende, von März bis Juni fallende Werte beschrieben.

Analog dazu fanden auch LAWRENCE und HAWKEY (1986) bei *Testudo graeca* und *hermanni* einen leichten Anstieg des RBC kurz vor der Winterruhe, einen drastischen Abfall bis zum Dezember und darauffolgend einen kontinuierlichen Anstieg bis zum Ende der Winterruhe, im März. Während des Sommers wurden sinkende RBC-Werte verzeichnet.

PAGES et al. (1992) beobachteten bei *Mauremys caspica leprosa* im Herbst höhere Erythrozytenzahlen als im Sommer und sehen dies als Adaptationsmechanismus im Sinne einer Erhöhung der Sauerstoffkapazität vor der Winterruhe. DONHAUSER (1997) beobachtete steigende Erythrozytenzahlen vom Frühjahr bis zum Herbst.

GILLES-BAILLIEN (1973) berichtet dagegen von einem kontinuierlichen Absinken des RBC von April bis Oktober, einem weiteren rasanten Abfall bis zum November und anschließend einem kontinuierlichen Anstieg der Werte bis zum Januar. Von Januar bis April blieb der RBC dann auf einheitlichem, hohem Niveau. Dementsprechend sind die Angaben von Mc ARTHUR (1996) - niedrige RBC-Werte vor und hohe nach der Winterruhe.

HAGGAG et al. (1966) fanden beim Steppenwaran (*Varanus greseus*) im Sommer höhere Werte als im Winter und begründen dies mit dem höheren Sauerstoffbedarf während der Aktivitätsphase.

Im Gegensatz dazu fanden HUTTON und GOODNIGHT (1957) bei *Pseudemys* und *Terrapene* höhere RBC-Werte während der Winterruhe als im Sommer, was mit einer zunehmenden Hämokonzentration während der Winterruhe begründet wird.

Interessant sind auch die Ergebnisse von LAMNEK (1996). Er ermittelte bei *Emys orbicularis* im Sommer höhere RBC-Werte als am Ende der Winterruhe. Eine Ausnahme bildeten jedoch die Männchen am Ende der Paarungszeit - die Erythrozytenzahlen waren hier auffallend niedrig.

TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten bei *Gopherus polyphemus* keine saisonalen Unterschiede bei Blutentnahmen im Frühjahr und Herbst feststellen.

Ähnlich wie Hämatokrit und Hämoglobin ist laut ALTLAND und THOMPSON (1958) auch die Erythrozytenzahl männlicher *Terrapene carolina* größer als bei Weibchen. Diese Aussage wird auch durch die Arbeiten von DUGUY (1970), LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) bestätigt.

Keinerlei geschlechtsabhängige Unterschiede fanden dagegen GAUMER und GOODNIGHT (1957).

Zum selben Schluß kamen auch TAYLOR und JACOBSON (1982).

Deutliche Speziesunterschiede wurden von GAUMER und GOODNIGHT (1957) aufgezeigt.

LAWRENCE und HAWKEY (1986) maßen bei *Testudo hermanni* im Jahresverlauf durchschnittlich etwas höhere RBC-Werte als bei *Testudo graeca*. Statistisch gesehen war dieser Unterschied jedoch zufällig.

Auch die von DONHAUSER (1997) aufgezeigten Speziesunterschiede bei europäischen Landschildkröten waren statistisch nicht signifikant, jedoch lagen auch hier die RBC-Werte von *Testudo hermanni* über denen von *Testudo graeca*

Nach FRAIR (1977) haben größere Meeresschildkröten niedrigere Erythrozytenzahlen als kleinere. Diese Aussage konnte von BRADLEY et al. (1998) nicht bestätigt werden. DUGUY (1970) stellt die Aussage, wonach Jungtiere niedrigere Erythrozytenzahlen besitzen als Erwachsene, in Frage.

Die von JACOBSON et al. (1991) aufgezeigten erniedrigten RBC-Werte bei an Atemwegserkrankungen leidenden Gopherschildkröten waren statistisch nicht signifikant.

LAWRENCE (1987) ermittelte bei Schildkröten mit Anorexie nach der Winterruhe - verglichen mit anderen Quellen - auffallend hohe Werte.

Auch DUGUY (1970) erwähnt die Möglichkeit pathologischer Veränderungen der Erythrozytenzahlen.



SPEZIES	n	ERYTHROZYTEN-ZAHL ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ )	AUTOR
Testudo graeca	o.A.	6,29	REICHENBACH-KLINKE (1965)
	o.A.	3,62 - 7,3	DUGUY (1970)
	12	1,1 - 10,8	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	12	5,93 (s: 1,8)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	6	2,5 - 9,5	GILLES-BAILLIEN (1973)
	6	1,3 - 13,6	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	133	6,29 (s: 2,03)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	9	5,99 (s: 0,52)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	17	7,14 (s: 1,46)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300	1,2 - 3,0	ROSSKOPF (1982)
	4	7,0 (s: 0,8)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	13	5,4 (2,4 - 9,1)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Psammobates geometricus	15	6,42	BERNSTEIN (1938)
Geochelone gigantea	10	2,5 - 6,5	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	30	$6,5 \pm 0,16$	ALT LAND u. PARKER (1955)
	12	$3,7 \pm 0,18$	GAUMER u. GOODNIGHT (1957)
	12	2,75 - 5,75	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
	25 m	$7,0 \pm 0,2$	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	29 w	$6,1 \pm 0,2$	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	8	5,68 (2,35 - 7,55)	HUTCHINSON u. SZARSKI (1965)
Pseudemys s. elegans	11	2,37 - 5,7	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
	42-67	4,2 - 6,06	KAPLAN u. RUEFF (1960)
	11	$5,5 \pm 1,0$	SHEELER u. BARBER (1964)
	12	$4,5 \pm 0,8$	HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
Diverse Schildkröten	>100	5,5 - 8,5	Mc ARTHUR (1996)
Reptilien allg.	261	$7,5 \pm 3,2$	HAWKEY et al. (1991)
Reptilien allg. (v.a. Testudo)	71	3,6 - 9,6	KÖLLE (1994)

**Tabelle 2.2:** Erythrozytenzahl ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ ) nach Literaturangaben

m - männlich

w - weiblich

o.A. - ohne Angabe

### 2.4.3. Hämoglobin (HGB)

Reptilien haben größere, mit einem höheren Hämoglobingehalt ausgestattete Erythrozyten als Vögel und Säuger. Trotzdem ist der Hämoglobingehalt des Blutes, auf Grund der geringeren Erythrozytenzahl bei Reptilien kleiner (HAWKEY et al. 1991, SHEELER und BARBER 1964). Von HAWKEY et al. (1991) wird der mittlere Hämoglobingehalt von Reptilienblut mit 5,1 - 12 mg/dl angegeben. Innerhalb dieses Intervalls bewegen sich auch die meisten von verschiedenen Autoren bei diversen Schildkrötenarten ermittelten Werte.

Stark abweichende Werte wurden bei Krankheit (LAWRENCE 1987) oder während der Winterruhe (LAWRENCE und HAWKEY 1986) gemessen.

Entgegen den Aussagen von TAYLOR und JACOBSON (1982) und DONHAUSER (1997), welche keine saisonal bedingten Schwankungen des Hämoglobingehaltes nachweisen konnten, wurden in anderen Arbeiten, ähnlich wie beim HCT und RBC, deutliche saisonale Veränderungen aufgezeigt.

So maßen KAPLAN und RUEFF (1960) bei *Pseudemys scripta elegans* die niedrigsten Werte im Mai und Dezember, die höchsten im März und November. Ähnliche Ergebnisse erzielten auch LAWRENCE und HAWKEY (1986) bei *Testudo graeca* und *hermanni*.

PAGES et al. (1992) ermittelten bei *Mauremys caspica leprosa* im Herbst höhere Hämoglobinwerte als im Sommer.

LAMNEK (1996), ähnlich wie HAGGAG et al. (1965), konstatierten Minimalwerte während der Winterruhe, höhere, relativ konstante Werte im Sommer. Anders als in den vorgenannten Arbeiten zeigte bei LAMNEK (1996) die Hämoglobinkonzentration keine direkte Abhängigkeit vom Hämatokrit.

Analog zu den Ergebnissen LAWRENCE und HAWKEY (1986) und PAGES et al. (1992), welche bei saisonalen Untersuchungen erzielt wurden, wiesen SHEELER und BARBER (1965) eine direkte Korrelation von Hämoglobinkonzentration und Hämatokrit bei *Pseudemys scripta elegans* im Tierexperiment nach.

Entgegen den Ergebnissen von GAUMER und GOODNIGHT (1957) sowie TAYLOR und JACOBSON (1982), welche keine Geschlechtsabhängigkeit nachweisen konnten, haben bei ALTLAND und THOMPSON (1958) und DONHAUSER (1997) männliche Schildkröten höhere Hämoglobinkonzentrationen als weibliche. Diese Tendenz wird auch von LAMNEK (1996) bestätigt.

Mehr oder weniger signifikante Speziesunterschiede wurden z.B. von GAUMER und GOODNIGHT (1957), LAWRENCE und HAWKEY (1986), STENROOS und BOWMAN (1968) sowie DONHAUSER (1997) erfaßt.

Eine altersabhängige Zunahme des Hämoglobingehaltes wiesen BRADLEY et al. (1998) bei *Caretta caretta* im Alter von 4 - 9 Monaten nach.

Eine negative Korrelation des Hämoglobingehaltes mit der Körpergröße wird dagegen bei TAYLOR und JACOBSON (1982) diskutiert.

Bei JACOBSON et al. (1991) zeigten an Erkrankungen der oberen Atemwege leidende Schildkröten eine deutlich niedrigere Hämoglobinkonzentration als gesunde Tiere. Ebenfalls deutliche Anämien zeigten anorektische Riesenschildkröten in einer Studie von SAMOUR et al. (1986).

Dagegen haben Schildkröten mit Anorexie nach der Winterruhe über den Vergleichswerten liegende Hämoglobinkonzentrationen (bis 18,5 g/dl) (LAWRENCE 1987).

Analog zum Hämatokrit führen Blutungen zum Absinken des Hämoglobingehaltes, während Hungern keinen nachweisbaren Einfluß hat (HIRSCHFELD und GORDON 1965).

SPEZIES	n	HÄMOGLOBIN (g/dl)	AUTOR
Testudo graeca	12	<4 - 13	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	13	7,3 (s: 1,96)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	6	<4 - 13	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	121	7,9 (s: 1,94)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	9	7,27 (s: 1,23)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	16	8,2 (s: 1,38)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	9,0 (s: 0,4)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	13	6,39 (4,2 - 8,6)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Psammobates geom.	15	8,0	BERNSTEIN (1938)
Geochelone gigantea	10	3,2 - 8,0	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	30	5,9 ± 0,4	ALT LAND u. PARKER (1954)
	12	10,1 ± 0,6	GAUMER u. GOODNIGHT (1957)
	25 m	6,2 ± 0,3	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	29 w	5,4 ± 0,3	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	27	5,8 (5,1 – 7,1)	ALT LAND u. BRACE (1962)
Pseudemys s. elegans	42-67	4,5 - 7,0	KAPLAN u. RUEFF (1960)
	9	5,7 ± 1,0	SHEELER u. BARBER (1964)
	12	5,6 ± 1,0	HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
	3	6,33 ± 0,92	STENROOS u. BOWMANN (1968)
Diverse Schildkröten	>100	12,0 - 18,0	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.3:** Hämoglobinkonzentration (g/dl) nach Literaturangaben

m - männlich

w - weiblich

#### 2.4.4. Erythrozytenindizes

Obwohl leicht aus HCT, RBC und HB zu errechnen, fanden die Erythrozytenindizes nur in relativ wenigen Arbeiten Beachtung. Praktischen Wert erlangen sie vor allem bei der Diagnostik und Einteilung von Anämien (CAMPBELL 1996, KRAFT und DÜRR 1997).

HAWKEY et al. (1991) geben speziesübergreifende Referenzwerte an, welche in Untersuchungen an verschiedenen Reptilienarten gewonnen wurden. Sie heben eine streng positive Korrelation von MCV und MCH und eine streng negative Korrelation von MCV und RBC hervor. Reptilien haben größere (MCV) mit einem höheren Hämoglobingehalt (MCH) ausgestattete Erythrozyten als Vögel und Säuger. Die MCHC dagegen ist bei Reptilien geringer ebenso wie der RBC woraus letztendlich ein geringerer Hämoglobingehalt des Reptilienblutes resultiert (SHEELER und BARBER 1964, HAWKEY et al. 1991).

Eine plötzliche, kurzzeitige Zunahme des Erythrozytenvolumens (MCV) zum Beginn der Winterruhe wurde von GILLES-BAILLIEN (1973) beschrieben. Im übrigen Jahresverlauf blieb dieser Wert konstant.

Zu ähnlichen Ergebnissen kamen auch LAWRENCE und HAWKEY (1986). Sie stellten überdies sinkende Hämoglobinkonzentrationen in den Erythrozyten (MCHC) während des Winters und steigende im Sommer fest.

PAGES et al. (1992) beobachteten im Herbst geringfügig höhere MCV und MCH-Werte als im Sommer. Die MCHC blieb unverändert.

Hinweise auf eine Geschlechtsabhängigkeit der Erythrozytenindizes konnten in keiner Quelle gefunden werden.

Die von LAWRENCE und HAWKEY (1986) bei *Testudo hermanni* und *graeca* ermittelten Indizes ähneln sich weitestgehend.

Auch die von SAINT-GIRONS (1970) für verschiedene Schildkrötenarten angegebenen Erythrozytenmaße variieren kaum.

BRADLEY et al. (1998) fanden bei ihren Untersuchungen an *Caretta caretta* im Alter von 4 - 9 Monaten steigende MCH und MCHC-Werte. Das MCV war mit 6 Monaten am höchsten, mit 9 Monaten am geringsten.

Dagegen haben bei FRAIR (1977) größere Meeresschildkröten größere Erythrozyten (MCV) als kleinere.

SAMOUR et al. (1986) fanden Veränderungen des MCV (Makro- und Mikrozytose) bei erkrankten Riesenschildkröten.

JACOBSON et al. (1991) konnten dagegen keine pathologischen Veränderungen der Erythrozytenindizes feststellen.

Nach MAGINNISS und HITZIG (1987) führte eine über mehrere Wochen dauernde, kalte Haltung von *Chrysemys picta bellii* zu einer sinkenden MCHC bei gleichzeitig steigendem MCV. Die Hämoglobinkonzentration (HGB) des Blutes blieb dabei gleich.

SPEZIES	n	MCHC (g/dl)	AUTOR
<i>Testudo graeca</i>	12	24,25 - 37,0	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
<i>Testudo hermanni</i>	6	25,5 - 41,1	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
<i>Gopherus agassizii</i>	4	31 (s: 3)	JACOBSON et al. (1991)
<i>Geochelone gigantea</i>	10	28,1 - 40,0	SAMOUR et al. (1986)
<i>Pseudemys s. elegans</i>	12	31,3 ± 5,4	HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
<i>Mauremys c. leprosa</i>	7	S: 46,0 ± 16,7	PAGES et al. (1992)
	5	H: 46 ± 2,9	
<i>Chrysemys picta bellii</i>	5	30,0 ± 0,8	MAGINNISS u. HITZIG (1987)
<i>Caretta caretta</i>	5 - 10	24 - 45	BRADLEY et al. (1998)
Diverse Schildkröten	>100	30,0 - 36,0	Mc ARTHUR (1996)
Reptilien allgemein	261	22,5 - 39,3	HAWKEY et al. (1991)

**Tabelle 2.4a:** Mean corpuscular hemoglobin concentration (g/dl) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

SPEZIES	n	MCH (pg)	AUTOR
Testudo graeca	12	89,56 – 159,8	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
Testudo hermanni	6	84,55 – 184	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
Gopherus agassizii	4	131 (s: 19)	JACOBSON et al. (1991)
Geochelone gigantea	10	118 – 185	SAMOUR et al. (1986)
Pseudemys s. elegans	12	124 ± 6	HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
Mauremys caspica	7	S: 195,9 ± 83,7	PAGES et al. (1992)
leprosa	5	H: 207,6 ± 30,0	
Caretta caretta	5 - 10	97 – 412	BRADLEY et al. (1998)
Diverse Schildkröten	>100	20,0 - 26,0	Mc ARTHUR (1996)
Reptilien allgemein	261	60,2 - 270,8	HAWKEY et al. (1991)

**Tabelle 2.4b:** Mean corpuscular hemoglobin (pg) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

SPEZIES	n	MCV (fl)	AUTOR
Testudo graeca	12	350,2 - 720	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
Testudo hermanni	6	340 – 550	GILLES-BAILLIEN (1973)
	6	330,9 - 607,0	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
Gopherus agassizii	4	403 (s: 69)	JACOBSON et al. (1991)
Geochelone gigantea	10	375 – 537	SAMOUR et al. (1986)
Pseudemys s. elegans	11	427	SHEELER u. BARBER (1964) HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
	12	401 ± 22	
Mauremys c. leprosa	7	S: 416,9±59,9	PAGES et al. (1992)
	5	H: 451,2 ± 58,1	
Caretta caretta	5 - 10	147 - 818	BRADLEY et al. (1998)
Diverse Schildkröten	>100	59,0 - 77,0	Mc ARTHUR (1996)
Reptilien allgemein	261	214,3 - 707,4	HAWKEY et al. (1991)

**Tabelle 2.4c:** Mean corpuscular volume (fl) nach Literaturangaben

S - Sommer

H – Herbst

#### 2.4.5. Leukozytenzahl (WBC)

Wie bereits DUGUY (1970) bemerkte, sind die Leukozytenzahlen in der Literatur auffallend großen Schwankungen unterworfen. Auf Grund der Tatsache, daß Thrombozyten in der Zählkammer nur schwer von den Leukozyten, insbesondere von den kleinen Lymphozyten (CAMPBELL 1996), zu unterscheiden sind und außerdem keine Agglutination zeigen, wurden sie von einigen Autoren in die Leukozytenzählung integriert (ALDER und HUBER 1923, BERNSTEIN 1938, ALTLAND und PARKER 1955, ALTLAND und THOMPSON 1958). Wie unten aufgeführt, wurde der Thrombozytenanteil von einigen Autoren spezifiziert von anderen nicht, was zu den erwähnten auffälligen Schwankungen führt.

Weitere Gründe für Schwankungen der Leukozytenzahl sind Alter, Jahreszyklus, Trächtigkeit, saisonale Schwankungen, ökologische Einflüsse, das Geschlecht, der Häutungszyklus bei Schlangen und verschiedene Erkrankungen (DUGUY 1970).

Nach DUGUY (1967) und (1970) folgen die einzelnen Leukozytenarten einem bestimmten Jahreszyklus. Auf diese Tatsache wird im Abschnitt Differentialblutbild näher eingegangen.

LAWRENCE und HAWKEY (1986) bemerkten ein Ansteigen des WBC im Sommer und Herbst und ein Absinken während der Winterruhe. Auch DONHAUSER (1997) beobachtete im Herbst höhere Leukozytenzahlen als im Frühjahr und Sommer. Statistisch waren diese Unterschiede nicht signifikant.

Dagegen beobachteten TAYLOR und JACOBSON (1982) im Frühjahr höhere Leukozytenzahlen als im Herbst.

Bei *Emys orbicularis* ermittelte LAMNEK (1996) Minimalwerte des WBC in der Winterruhe, ein Ansteigen vom Frühjahr bis zu einem Maximum im Juli, sowie relativ niedrige Werte im Herbst.

Geschlechtsunterschiede in den Leukozytenzahlen, wie sie bei einigen Schlangenarten beobachtet wurden (DUGUY 1970), sind nach den Angaben einiger Autoren bei Schildkröten nicht signifikant (ALTLAND und THOMPSON 1958, DUGUY 1967,



TAYLOR und JACOBSON 1982, LAWRENCE 1987, DONHAUSER 1997). LAMNEK (1996) fand dagegen bei männlichen *Emys orbicularis* signifikant höhere Leukozytenzahlen als bei weiblichen Tieren.

Scheinbare Speziesunterschiede zwischen *Testudo hermanni* und *graeca* waren auf Grund der großen Streuung der Werte statistisch nicht signifikant (LAWRENCE und HAWKEY 1986, LAWRENCE 1987). Dagegen haben bei DONHAUSER (1997) Breitrand Schildkröten durchschnittlich doppelt so hohe Leukozytenzahlen wie die übrigen Europäischen Landschildkröten. *Testudo graeca* zeigte die niedrigsten WBC-Werte.

Altersabhängige Variationen des WBC wurden von BRADLEY (1998) bei Jungtieren von *Caretta caretta* beschrieben

LAWRENCE (1987) ermittelte bei *Testudo hermanni* und *graeca* mit Anorexie nach der Winterruhe auffallend niedrige Leukozytenzahlen (im Mittel  $1,22 - 2,35 \times 10^3/\text{mm}^3$ ) und stellte eine signifikante, negative Korrelation mit steigenden Blutharnstoffkonzentrationen fest.

Auch bei JACOBSON et al. (1991) hatten kranke Schildkröten einen niedrigeren WBC als gesunde Tiere. Diese Unterschiede waren statistisch jedoch nicht signifikant.

Nach CAMPBELL (1996) ist weniger die absolute Leukozytenzahl als vielmehr der Verlauf während einer Erkrankung von diagnostischem Wert.

Von ROSSKOPF (1982) wurden bei Untersuchungen an 500 *Gopherus agassizi* maximal 20000 Leukozyten/ $\mu\text{l}$  gezählt. Normalwerte gesunder Tiere werden von ihm mit 3000 - 8000/ $\mu\text{l}$  angegeben.

Wie oben ausführlicher erläutert, integrierten zahlreiche Autoren die Thrombozyten in die Leukozytenzählung. Wenn dies der Fall ist, wurde in Tabelle 2.5 der prozentuale Anteil an Thrombozyten in Klammern mit angegeben. ? bedeutet, daß die Thrombozyten in die Zählung integriert wurden, weitere Angaben aber fehlen.

SPEZIES	n	WBC ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )	AUTOR
Testudo graeca	o.A.	13,2	REICHENBACH-KLINKE (1965)
	12	1,5 - 14	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	13	7,45 (s: 4,61)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	6	2,0 - 16,0	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
	135	8,24 (s: 6,7)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	9	17,91 (s: 10,0)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldi	17	8,76 (s: 4,06)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizi	>300	3 - 8	ROSSKOPF (1982)
	4	3,5 (s: 2,8)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	13	10,0 - 22,0	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Psammobates geometricus	15	45,5 (12,8% PLT)	BERNSTEIN (1938)
Geochelone gigantea	10	1,0 - 8,3	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	30	25,2 $\pm$ 2,7 (?% PLT)	ALT LAND u. PARKER (1955)
	25 m	21,4 $\pm$ 1,0 (?% PLT)	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
	29 w	25,1 $\pm$ 1,6 (?% PLT)	ALT LAND u. THOMPSON (1958)
Pseudemys s. elegans	12	12,2	HIRSCHFELD u. GORDON (1965)
Emys orbicularis	o.A.	8 (25% PLT)	ALDER u. HUBER (1923)
	34	5,3	DUGUY (1967)
	110	7,56 (0,75 - 18,75)	LAMNEK (1996)
Mauremys c. leprosa	5 - 7	7,4 $\pm$ 1,3	PAGES et al. (1992)
Caretta caretta	5 -10	0,3 - 12,4(count)	BRADLEY et al. (1998)
		5,0 - 11,0(estimate)	
Diverse Schildkröten	>100	6,0 - 15,0	Mc ARTHUR (1996)
Reptilien allg. (v.a. Testudo)	71	3,0 - 8,0	KÖLLE (1994)

**Tabelle 2.5:** Leukozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ ) nach Literaturangaben

m - männlich

w - weiblich

o.A. - ohne Angabe

PLT - Thrombozyten

### 2.4.6. Thrombozytenzahl (PLT)

Auf Grund einiger Probleme bei der Erfassung sind die Fundstellen für die Thrombozytenzahl in der Literatur dünn gesäht. Näheres dazu ist im Abschnitt 2.4.5. Leukozytenzahl nachzulesen.

PIENAAR (1962) zählte die Thrombozyten pro 100 Leukozyten im Differentialblutbild und kam bei einer großen Anzahl südafrikanischer Reptilienspezies zu folgenden Ergebnissen:

Streubreite (artübergreifend):	25 - 350 Thrombozyten pro 100 Leukozyten
Geochelone pardalis:	95 Thrombozyten pro 100 Leukozyten
Homopus areolatus:	90 Thrombozyten pro 100 Leukozyten

Hinweise auf saisonale und geschlechtsabhängige Schwankungen fanden sich in keiner der durchgesehenen Arbeiten.

BRADLEY et al. (1998) stellte die Entwicklung der Thrombozytenzahl bei *Caretta caretta* im Alter von 2 - 12 Monaten dar.

Nach CAMPBELL (1996) sind Thrombozyten an Entzündungsprozessen, bei der Wundheilung und vor allem bei der Blutgerinnung beteiligt.

Eine Erhöhung der Thrombozytenzahl kann Ausdruck pathologischer Prozesse sein. Oft ist sie einfach die Folge traumatischer Blutentnahmen (WATSON 1998).

SPEZIES	n	PLT ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )	AUTOR
<i>Gopherus polyphemus</i>	13	6 – 18	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
<i>Caretta caretta</i>	5 - 10	4 – 80	BRADLEY et al. (1998)

**Tabelle 2.6:** Thrombozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ ) nach Literaturangaben

Einige Autoren gaben die Thromozytenzahl als prozentualen Anteil der Leukozyten an (siehe auch WBC)

SPEZIES	n	PLT % (WBC $\times 10^3/\mu\text{l}$ )	AUTOR
Psammobates geometricus	15	12,8 (45,5)	BERNSTEIN (1938)
Emys orbicularis	o.A.	25,0 (8,0)	ALDER u. HUBER (1923)

**Tabelle 2.7:** Thrombozytenzahl (%) nach Literaturangaben

#### 2.4.7. Differentialblutbild

Eine ausführliche morphologische und funktionelle Beschreibung der einzelnen Zelltypen findet man z.B. bei HAWKEY und DENNETT (1990), FRYE (1991) und WATSON (1998). Sie soll an dieser Stelle nicht wiederholt werden.

Nach FRYE (1991) werden folgende Zelltypen unterschieden: Granulozyten (Heterophile, Eosinophile, Basophile, Neutrophile), Lymphozyten und Monozyten.

Von anderen Autoren (HAWKEY und DENNETT 1990) wird der Neutrophile Granulozyt als sogenannter Azurophiler der monozytären Reihe zugerechnet. In größerer Zahl sind sie vor allem im Blut von Schlangen zu finden, sollen aber auch bei Schildkröten, Krokodilen und Echsen vorkommen.

Auch WATSON (1998) betrachtet den Azurophilen als morphologische Variante der Monozyten. Nach WATSON (1998) sind Azurophile vor allem bei Schlangen und Echsen zu finden, während bei Schildkröten und Panzerechsen „normale“ Monozyten dominieren.

Desweiteren werden von FRYE (1991) Plasmazellen erwähnt, welche in geringer Anzahl im Blut von Reptilien zu finden sind.

Wie schon im Abschnitt Leukozytenzahl angesprochen sind, auf Grund der großen Streubreite der in der Literatur verfügbaren „Referenzwerte“ des Differentialblutbildes, weniger Absolutwerte, als vielmehr Verlaufskontrollen am Patienten von entscheidender diagnostischer Bedeutung (CAMPBELL 1996).

So konnten z.B. JACOBSON et al. (1991) keine signifikanten Unterschiede im Differentialblutbild gesunder und kranker Schilkröten nachweisen.

#### **2.4.7.1. Heterophile Granulozyten**

DUGUY (1970) erwähnt saisonale Schwankungen der prozentualen Heterophilenzahl (Minimum im Winter, Maximum im Sommer) bei *Vipera aspis*. Bei anderen Reptilienarten, unter anderem *Emys orbicularis*, wurden saisonale von individuellen Schwankungen überlagert (DUGUY 1967).

Bei LAWRENCE und HAWKEY (1986) sank der prozentuale Anteil der Heterophilen bei *Testudo hermanni* und *graeca* kontinuierlich von Januar bis Oktober.

LAMNEK (1996) ermittelte bei *Emys orbicularis* die höchsten Werte im Winter und kontinuierlich fallende Heterophilenanteile von März bis Juli.

DONHAUSER (1997) maß bei Europäischen Landschildkröten Maximalwerte im Frühjahr, Minimalwerte im Sommer und leicht unter den Frühjahrswerten liegende Heterophilenzahlen im Herbst.

TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten dagegen bei Gopherschildkröten keine saisonalen Variationen der prozentualen Granulozytenzahlen nachweisen (hier wurden Heterophile und Eosinophile zusammengefaßt gezählt).

LAMNEK (1996) ermittelte bei männlichen *Emys orbicularis* durchschnittlich größere prozentuale Heterophilenzahlen als bei weiblichen.

Von anderen Autoren (DUGUY 1967, TAYLOR und JACOBSON 1982, DONHAUSER 1997) wurden dagegen keine geschlechtsabhängigen Unterschiede des Differentialblutbildes festgestellt.

Scheinbar niedrigere prozentuale Heterophilenzahlen bei Breitrand Schildkröten, im Vergleich zu anderen europäischen Landschildkröten, waren statistisch nicht signifikant (DONHAUSER 1997).

Auch in anderen Arbeiten wurden keine verwertbaren Hinweise auf signifikante Artunterschiede gefunden.

Gewisse altersabhängige Schwankungen des Differentialblutbildes wurden von BRADLEY et al. (1998) bei *Caretta caretta* untersucht.

Auch DUGUY (1970) berichtet von altersabhängigen Schwankungen bei verschiedenen Reptilienarten.

Bei (akuten) Entzündungen kommt es zu einem Anstieg der prozentualen Heterophilenzahl (ROSSKOPF 1982, CAMPBELL 1996). Heterophile dienen vor allem der Phagozytose.

Auch bei Parasiteninfektion wurden vermehrt Heterophile gefunden (DUGUY 1970).

#### **2.4.7.2. Eosinophile Granulozyten**

Wie von DUGUY (1967) und (1970) bei verschiedenen Reptilienarten nachgewiesen, werden im Sommer deutlich niedrigere prozentuale Eosinophilenwerte gezählt als im Winter.

Ähnliche Ergebnisse erzielte LAMNEK (1996), jedoch mit einem absolutem Maximum im April nach Ende der Winterruhe, zum Beginn der Paarungszeit.

LAWRENCE und HAWKEY (1986) ermittelten bei *Testudo graeca* und *hermanni* Minimalwerte der prozentualen Eosinophilenzahl im Januar und Juni, höhere Werte im März und Maximalwerte im Oktober.

Im Gegensatz zu den vorgenannten Untersuchern ermittelte DONHAUSER (1997) Minimalwerte im Frühjahr, Maximalwerte im Sommer und ein leichtes Absinken zum Herbst hin.

Die prozentualen Eosinophilenzahlen sind nicht geschlechtsabhängig (DUGUY 1967, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Ebenso finden sich keine Hinweise auf signifikante Artunterschiede. Auffallend niedrige prozentuale Eosinophilenzahlen bei *Testudo marginata* waren statistisch nicht signifikant (DONHAUSER 1997).

Eine Erhöhung der Eosinophilenzahl finden wir bei Entzündungen, vor allem infolge von Parasiteninfektionen. Ähnlich wie die Heterophilen sind Eosinophile zur Phagozytose befähigt (DUGUY 1970, ROSSKOPF 1982, CAMPBELL 1996).

#### **2.4.7.3. Basophile Granulozyten**

Die Basophilen zeigen die geringste jahreszeitliche Variation. Trotzdem scheint der prozentuale Anteil im Sommer höher zu sein als im Winter (DUGUY 1970).

Dem entspricht teilweise die Aussage von LAMNEK (1996), welcher steigende Basophilenraten von März bis zu einem Maximum im Juni verzeichnete, jedoch Minimalwerte im Juli und Oktober maß.

DONHAUSER (1997) fand dagegen Minimalwerte im Sommer, höhere prozentuale Basophilenzahlen im Frühjahr und ein Maximum im Herbst.

Geschlechtsunterschiede sind offenbar nicht relevant (TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Nach DONHAUSER (1997) besitzt *Testudo marginata* signifikant mehr Basophile als andere Landschildkrötenarten.

Analog zum Säuger dienen die Basophilen bei Reptilien als Bindungsstelle für Immunglobuline sowie der Histaminfreisetzung. Eine Erhöhung der Basophilenzahl wird zum Beispiel bei Infektionen mit Blutparasiten beobachtet (CAMPBELL 1996). Nach ROSSKOPF (1982) findet man vor allem bei chronischen Entzündungen vermehrt Basophile.

#### 2.4.7.4. Lymphozyten

Umgekehrt wie die Eosinophilen verhalten sich die Lymphozyten, so daß im Sommer hohe, im Winter niedrige prozentuale Lymphozytenwerte gezählt werden (DUGUY 1967, 1970).

LAWRENCE und HAWKEY (1986) verzeichneten ein starkes Absinken von Januar bis März und einen kontinuierlichen Anstieg auf Maximalwerte im Juni und Oktober.

Sehr ähnlich gestaltet sich der Verlauf der prozentualen Lymphozytenzahlen bei LAMNEK (1996). Minimalwerte wurden hier im April gemessen.

Von anderen Autoren konnten keine saisonalen Schwankungen der Lymphozytenzahlen gefunden werden (TAYLOR und JACOBSON 1982, DONHAUSER 1997).

Bei *Vipera berus* und *Vipera aspis* weisen weibliche Tiere höhere prozentuale Lymphozytenzahlen als männliche auf (DUGUY 1970).

Ähnliche Geschlechtsunterschiede konnten bei Schildkröten bisher nicht nachgewiesen werden (DUGUY 1967, TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Scheinbar höhere prozentuale Lymphozytenzahlen bei *Testudo marginata* als bei den übrigen europäischen Landschildkröten waren statistisch nicht signifikant (DONHAUSER 1997).

Bei Schlangen wird ein Anwachsen der Lymphozytenzahl unmittelbar vor und ein Absinken nach der Häutung beobachtet (DUGUY 1970).

Lymphozyten sind für die spezifische, immunglobulinvermittelte und zelluläre Abwehr verantwortlich, so daß mit einer verminderten Immunantwort während der Winterruhe (niedrige Lymphozytenzahlen) gerechnet werden muß (CAMPBELL 1996).



#### **2.4.7.5. Monozyten**

TAYLOR und JACOBSON (1982) ermittelten bei *Gopherus polyphemus* im Frühjahr signifikant höhere prozentuale Monozytenzahlen als im Herbst.

Das entspricht den Ergebnissen von LAWRENCE und HAWKEY (1986), welche im März den höchsten Monozytenanteil fanden.

Im Unterschied dazu ermittelte LAMNEK (1996) Minimalwerte im März und Juni, Maximalwerte dagegen im Oktober.

DUGUY (1970) und DONHAUSER (1997) konnten keine saisonalen Schwankungen der prozentualen Monozytenzahl feststellen.

Unterschiede der prozentualen Monozytenzahl bei männlichen und weiblichen Schildkröten konnten bisher nicht nachgewiesen werden (TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

DONHAUSER (1997) stellte signifikante Artunterschiede der Monozytenzahl fest, wonach *Agrionemys horsfieldii* die höchsten, *Testudo marginata* die niedrigsten Werte aufwies.

Monozyten sind an Entzündungsreaktionen, insbesondere bei Granulombildungen beteiligt. Sie sind Bestandteil der Immunantwort auf verschiedene infektiöse Prozesse (CAMPBELL 1996).

### 2.4.7.6. Tabellarische Übersicht des Differentialblutbildes verschiedener Literaturquellen

SPEZIES	n	HETERO	EOSINO	BASO	LYMPHO	MONO	AUTOR
Testudo graeca	14	32,21 ± 15,41	15,57 ± 11,88	1,43 ± 1,65	49,43 ± 17,31	1,36 ± 1,34	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	141	29,21 ± 20,45	15,21 ± 14,54	2,56 ± 2,79	51,55 ± 19,94	1,54 ± 1,81	DONHAUSER (1997)
T. graeca u. T. hermanni	6 - 10	12 - 83	0 - 50	o.A.	12 - 64	0 - 10	LAWRENCE u. HAWKEY (1986)
Testudo marginata	8	24,33 ± 17,87	5,67 ± 3,46	7,89 ± 7,83	61,00 ± 15,00	1,11 ± 0,93	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	18	30,89 ± 16,63	13,78 ± 16,29	2,61 ± 3,57	49,11 ± 17,60	3,5 ± 5,15	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	36 ± 21	2 ( ± 2)	16 ± 12	30 ± 13	12 ± 8	JACOBSON et al. (1991)
	>300	35 - 60	0 - 4	2 - 15	25 - 50	0 - 4	ROSSKOPF. (1982)
Gopherus polyphemus	13	10 - 57 keine	10 - 57 Trennung	2 - 11	32 - 79	3 - 13	TAYLOR u. JACOB. (1982)
G. pardalis	o.A.	5,2	58,0	4,6	29,8	2,0	PIENAAR (1962)
Geochelone gigantea	10	32 - 79	0 - 7	0 - 4	2 - 40	0 - 8	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	13	29,5 ± 5	15,5 ± 2,4	10 ± 2,7	40 ± 4	5,2 ± 1,2	ALTLAND u. THOMP. (1958)
Emys orbicularis	34	S 4 W 6 2 - 21	S 40 W 83 12 - 89	S 4 W 0 0 - 25	S 52 W 11 4 - 76	S 0 W 0 0 - 1	DUGUY (1967)
	99	16,02 (1 - 44)	28,74 (6 - 64)	1,65 (0 - 20)	53,30 (11 - 88)	0,59 (0 - 14)	LAMNEK (1996)
Pseudemys Emydoidea Chrysemys	o.A.	19 - 32	„kleine“ 22 - 26 „große“ 26 - 41	o.A.	11 - 22	0 - 3	HEADY u. ROGERS (1962)
Caretta caretta	5 - 10	48 - 94	0 - 12	0 - 3	3 - 46	0 - 8	BRADLEY et al. (1998)

**Tabelle 2.8:** Differentialblutbild (%) nach Literaturangaben

S - Sommer

W – Winter

## **2.5. Blutbiochemische Untersuchungen**

Ebenso wie bei der Betrachtung der hämatologischen Parameter sollen auch hier neben der Auflistung von Einzelwerten verschiedener Quellen vor allem die Aspekte Saisonalität, Geschlechts- und Altersabhängigkeit, sowie diagnostischer Wert beleuchtet werden.

Die Auswahl bei der tabellarischen Übersicht der Einzelwerte erfolgte ebenfalls analog zur Hämatologie, wobei hier meist alle verfügbaren Quellen (Schildkröten) berücksichtigt wurden.

### **2.5.1. Kalium (K)**

Die Plasmakaliumkonzentration wird bei allen Reptilien relativ streng in einem Bereich von 3 - 6 mmol/l kontrolliert. Höhere Konzentrationen weisen auf Hämolyse hin (DESSAUER 1970, WATSON 1998).

Im Jahresverlauf wurden bei Schildkröten keine nennenswerten Variationen der Kaliumkonzentration beobachtet (HUTTON und GOODNIGHT 1957, GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, GILLES-BAILLIEN 1973, TAYLOR und JACOBSON 1982, PAGES et al. 1992).

Im Gegensatz zu den vorgenannten Untersuchern registrierten HAGGAG et al. 1965 beim Steppenwaran (*Varanus gresus*) eine deutliche Zunahme der Kaliumkonzentration während der Winterruhe.

Die Kaliumkonzentration ist nicht geschlechtsabhängig (BOLTEN und BJORN DAL 1992).

Bei APELT (1993) besaß *Testudo hermanni* deutlich höhere Plasmakaliumspiegel als *Emys orbicularis*.

Allgemein zeigt der Plasmakaliumspiegel aber nur geringe Variationen zwischen den verschiedenen Spezies (STENROOS und BOWMAN 1968, WATSON 1998).

Nach BOLTEN und BJORN DAL (1992) ist der Plasmakaliumgehalt nicht von der Körpergröße abhängig.

MAGINNISS und HITZIG (1987) stellten fest, daß die Haltungstemperatur keinen Einfluß auf die Plasmakaliumkonzentration bei *Chrysemys picta bellii* hat.

Dagegen registrierten MUNDAY und BLANE (1961), nach mehrstündiger Kälteexposition bei *Anolis* (*Anolis gamidae*) und Grasnattern (*Tropidontus natrix*) deutlich sinkende Kaliumspiegel, einhergehend mit sinkendem Hämatokrit.

Während die Natrium- und Chloridkonzentration beim Wechsel von Süßwasser- zu Meerwasserhaltung bei *Malaclemys centrata* signifikanten Veränderungen unterworfen ist, wird die Kaliumkonzentration in relativ engen Grenzen konstant gehalten (GILLES-BAILLIEN 1970).

Bei *Chelonia mydas* wurde dagegen bei Süßwasserhaltung ein hoch signifikanter Anstieg der Kaliumkonzentration gemessen. Bei diesen Tieren sind spezielle „Salzdrüsen“ vorhanden, welche für die Exkretion der in großen Mengen aufgenommenen Elektrolyte verantwortlich sind (HOLMES und Mc BEAN 1964).

Hyperkaliämie kann Ausdruck von übermäßiger Kaliumaufnahme, zu geringer Ausscheidung oder Übertritt von intrazellulärer Flüssigkeit in den Extrazellulärraum sein (z.B. Hämolyse!). Erniedrigte Kaliumspiegel geben dagegen Hinweise auf zu geringe Aufnahme mit der Nahrung oder Kaliumverlust zum Beispiel durch Diarrhoe (CAMPBELL 1996).

SAMOUR et al. (1986) maßen bei anorektischen, kranken Riesenschildkröten deutlich niedrigere Kaliumspiegel als bei klinisch gesunden Tieren.

Warme Lagerung der Blutproben führt bereits innerhalb kurzer Zeit zu einem deutlichen Anstieg der Plasmakaliumkonzentration durch Freisetzung von Kalium aus dem Intrazellulärraum (JACOBSON et al. 1992).

SPEZIES	n	KALIUM (mmol/l)	AUTOR
Testudo hermanni	1 - 5	$2,98 \pm 0,57 - 4,99$	GILLES-BAILLIEN et al. (1965)
	3	$5,3 \pm 0,5 - 6,0 \pm 0,7$	GILLES-BAILLIEN (1973)
	17	4,5 - 5,01	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	35	4,1 (2,1 - 5,6)	APELT (1993)
Gopherus agassizii	>300	2,2 - 4,5	ROSSKOPF (1982)
	4	5,0 (s: 0,2)	JACOBSON et al. (1991)
	4	$4,47 \pm 0,57$	JACOBSON et al. (1992)
Gopherus polyphemus	17	5,01 (2,9 - 7,0)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	4,7 (3,2 - 6,1)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	6	4,73 (3,12 - 5,52)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	7	4,24 (3,27 - 5,14)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
	2	$4,25 \pm 0,53$	STENROOS u. BOWMAN (1968)
Emys orbicularis	15	3,3 (2,7 - 5,7)	APELT (1993)
Chrysemys picta bellii	5	$4,3 \pm 0,5$	MAGINNISS u. HITZIG (1987)
	7	$3,14 \pm 0,23$	STENROOS u. BOWMAN (1968)
Mauremys caspica leprosa	S: 7 H: 5	$3,1 \pm 0,43$ $3,58 \pm 1,13$	PAGES et al. (1992)
Chelonia mydas	100	5,3 (4,1 - 6,9)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.9:** Kaliumkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

S - Sommer                      H - Herbst

### 2.5.2. Natrium (Na)

Die Plasmanatriumkonzentration bei Reptilien schwankt - teilweise speziesabhängig - in relativ weiten Bereichen von 120 - 170 mmol/l (CAMPBELL 1996). Sie wird in weniger engen Grenzen kontrolliert als die Kaliumkonzentration (DESSAUER 1970, WATSON 1998).

Im Jahresverlauf wurden die höchsten Natriumkonzentrationen am Ende der Winterruhe gemessen, nach deren Ende ein starker Abfall bis in den Juni erfolgte. Von

Juli bis April stieg der Natriumgehalt an (GILLES- BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, GILLES-BAILLIEN 1973).

HUTTON und GOODNIGHT (1957) registrierten dagegen während der Winterruhe niedrigere Natriumspiegel als im Sommer.

Ähnlich waren die Ergebnisse von HAGGAG et al. (1965), welche beim Steppenwaran (*Varanus greseus*) während der Winterruhe im Vergleich zum Sommer deutlich niedrigere Natriumwerte maßen.

PAGES et al. (1992) beobachteten bei *Mauremys caspica leprosa* im Sommer und Herbst keine signifikanten Veränderungen der Natriumkonzentration.

Dagegen maßen TAYLOR und JACOBSON (1982) im Herbst höhere Natriumkonzentrationen als im Frühjahr.

Nach DESSAUER (1970) führen niedrige Temperaturen durch Hemmung des Ionentransportes zu sinkenden Plasmanatriumspiegeln.

MUNDAY und BLANE (1961) beobachteten bei einer Echsenart (*Anolis gamidae*) sinkende Natriumspiegel bei gleichzeitig sinkendem Hämatokrit nach mehrstündiger Kälteexposition, während bei Grasnattern (*Tropidontus natrix*) keine Änderung der Natriumkonzentration auftrat.

Nach MAGINNISS und HITZIG (1987) hat die Haltungstemperatur keinen Einfluß auf die Plasmanatriumkonzentration.

Die Natriumkonzentration wird nicht von Körpergröße und Geschlecht beeinflusst (JACKSON et al. 1974, BOLTEN und BJORNDAL 1992).

Betrachtet man die Natriumwerte der verschiedenen Untersuchungen (siehe Tabelle 2.10), so entsteht der Eindruck, daß innerhalb der Landschildkröten keine nennenswerten Speziesunterschiede vorliegen, Sumpfschildkröten grundsätzlich etwas niedrigere und Meeresschildkröten höhere Natriumkonzentrationen besitzen. Genauere Hinweise zur Speziesabhängigkeit konnten den durchgesehenen Quellen aber nicht entnommen werden.

Beim Vergleich von in Salzwasser und Süßwasser gehaltenen *Malaclemys centrata* wiesen die „Salzwassertiere“ höhere Plasmanatriumspiegel auf (DUNSON 1970, GILLES-BAILLIEN 1970).

Interessant ist in diesem Zusammenhang auch die Tatsache, daß die Natriumkonzentrationen bei Meeresschildkröten, neben der Ausscheidung über die Nieren, vor allem über spezielle „Salzdrüsen“ kontrolliert wird (HOLMES und Mc BEAN 1964, KOOISTRA und EVANS 1976). Bei Haltung im Süßwasser werden aber auch bei diesen Tieren niedrigere Natriumkonzentrationen als im Salzwasser gemessen.

Dehydratation auf Grund verschiedener Ursachen führt zu Hypernatriämie. Hyponatriämie ist häufig Folge von gastrointestinalem Natriumverlust durch Vomitus und Diarrhoe (CAMPBELL 1996).

Deutlich erhöhte Natriumspiegel beobachteten JACOBSON et al. (1992) bei Gopherschildkröten mit Erkrankungen der oberen Atemwege.

Im Gegensatz zur Kaliumkonzentration bleibt die Natriumkonzentration von längerer Lagerung der Blutproben unbeeinflusst (JACOBSON et al. 1992).

SPEZIES	n	NATRIUM (mmol/l)	AUTOR
Testudo hermanni	1 - 5	105,2 - 167 ± 3,7	GILLES-BAILLIEN et al. (1965)
	3	138±5,8 - 155±11,1	GILLES-BAILLIEN (1973)
	17	130 - 144	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	35	125,3 (87 - 147,9)	APELT (1993)
Gopherus agassizii	>300	130 - 157	ROSSKOPF (1982)
	4	136 (s: 5)	JACOBSON et al. (1991)
	4	133,2 ±5,7	JACOBSON et al. (1992)
Gopherus polyphemus	8	138 (134 - 145)	JACKSON et al. (1974)
	17	137,7 (127,0-148,0)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	132,5 (129 - 136)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	7	124,8 (114,8-128,2)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	7	119,5 (100,0-134,3)	HUTTON u. GOODNIGHT 1957
	2	141,5 ± 2,48	STENROOS u. BOWMAN (1968)
Emys orbicularis	15	122,7 (117,4-130,5)	APELT (1993)
Chrysemys picta bellii	7	146,4 ± 0,78	STENROOS u. BOWMAN (1968)
	5	127,4 ±1,4	MAGINNISS u. HITZIG (1987)
Mauremys caspica leprosa	S: 7	117,6 ± 14,27	PAGES et al. (1992)
	H: 5	123,98 ±7,02	
Chelonia mydas	100	172 (157 - 183)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.10:** Natriumkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.3. Chlorid (Cl)

Nach CAMPBELL (1996) schwankt der Plasmachloridspiegel gesunder Reptilien im relativ weiten Bereich von 100 - 150 mmol/l. Wie der Aufstellung der Einzelwerte zu entnehmen ist, geben andere Autoren deutlich niedrigere Referenzbereiche an.

Im Jahresverlauf verhält sich die Chloridkonzentration analog der Natriumkonzentration: Steigende Werte von Juli bis zum Höchststand am Ende der Winterruhe im April,



fallende Chloridwerte von April bis Juni (GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, GILLES-BAILLIEN 1973).

Auch von HAGGAG et al. (1965) wurde bei Untersuchungen an Steppenwaranen (*Varanus greseus*) ein paralleles Verhalten von Natrium- und Chloridkonzentration beobachtet, jedoch mit hohen Werten im Sommer und niedrigen im Winter.

Ähnlich waren auch die Ergebnisse von TAYLOR und JACOBSON (1982). Parallel zur Natriumkonzentration wurden hohe Werte im Herbst und niedrige im Frühjahr gemessen.

Nach BOLTEN und BJORN DAL (1992) liegt keine Geschlechtsabhängigkeit der Chloridkonzentration vor.

In Untersuchungen von HUTTON und GOODNIGHT (1957) wurden bei *Terrapene carolina* deutlich höhere Chloridkonzentrationen gemessen als bei *Pseudemys scripta elegans*. Saisonale Schwankungen wurden nicht bemerkt.

Mit der Körpergröße ist die Chloridkonzentration negativ korreliert (BOLTEN und BJORN DAL 1992).

Nach wochenlanger Haltung von *Chrysemys picta bellii*, abgetaucht in 3°C kaltem Wasser, kam es zu einem signifikanten Abfall der Plasmachloridkonzentration. Unter normalen Haltungsbedingungen zeigt die Chloridkonzentration keine Temperaturabhängigkeit (MAGINNISS und HITZIG 1987).

In Salzwasser gehaltenene *Malaclemys centrata* zeigten höhere Plasmachloridspiegel als im Süßwasser lebende Tiere (GILLES-BAILLIEN 1970).

Hyperchlorämie kann die Folge von Dehydration und Nierenfunktionsstörungen sein (CAMPBELL 1996).

SPEZIES	n	CHLORID (mmol/l)	AUTOR
Testudo hermanni	1 - 5 3 17	66,8 - 134,0 ± 12,0 123±19 - 133±19 96 - 115	GILLES-BAILLIEN et al. (1965)( GILLES-BAILLIEN (1973) GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
Gopherus agassizii	4	110 (s: 4)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	102,3 (35 - 128)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	93 (87 - 107)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	6	97,6 (84,5 - 114,8)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	6	80,4 (71,5 - 90,3)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Chrysemys picta bellii	5	91,9 ± 1,3	MAGINNISS u. HITZIG (1987)
Chelonia mydas	100	113 (100 - 130)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.11:** Chloridkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

#### 2.5.4. Kalzium (Ca)

CAMPBELL (1996) gibt einen Referenzbereich der Kalziumkonzentration von 2 - 5 mmol/l für Reptilien allgemein und von 0,5 - 2,5 mmol/l für „bestimmte“ Landschildkröten an. Der Blutkalziumspiegel wird durch Vitamin D<sub>3</sub>, Parathormon und Calcitonin kontrolliert.

Nach HUTTON und GOODNIGHT (1957), GILLES-BAILLIEN et al. (1965) sowie TAYLOR und JACOBSON (1982) werden im Jahresverlauf keine signifikanten Veränderungen der Kalziumkonzentration beobachtet.

Im Unterschied dazu beobachteten PAGES et al. (1992) und DONHAUSER (1997) im Herbst deutlich höhere Plasmakalziumspiegel als im Sommer.

Deutliche saisonale Schwankungen der Kalziumkonzentration konnten auch von LAMNEK (1996) beobachtet werden. Maximalwerte wurden am Ende der Winterruhe (März) und im Juni gemessen, Minimalwerte im April und Juli.

Bei *Varanus griseus* wurden im Winter deutlich höhere Kalziumgehalte gemessen als im Sommer. HAGGAG et al. (1965) sahen darin, im Zusammenhang mit einem Anstieg der Kaliumkonzentration, eine wesentliche Voraussetzung für herabgesetzte Nerven- und Muskelregbarkeit während der Winterruhe.

Während BOLTEN und BJORNDAL (1992) keine Geschlechtsabhängigkeit der Kalziumkonzentration nachweisen konnten, hatten bei LAMNEK (1996) männliche *Emys orbicularis* signifikant höhere Plasmakalziumkonzentrationen als weibliche. Nach DONHAUSER (1997) sind es dagegen die weiblichen Tiere, welche signifikant höhere Kalziumspiegel besitzen. Weibchen mit beschalteten Eiern im Ovidukt haben die vergleichsweise höchsten Kalziumspiegel (JACKSON et al. 1974).

Deutliche Artunterschiede der Kalziumkonzentration wurden von DONHAUSER (1997) aufgezeigt (*Testudo graeca* > *Testudo hermanni* > *Agrionemys horsfieldi*, *Testudo marginata*).

BOLTEN und BJORNDAL (1992) wiesen eine signifikante negativ korrelierte Abhängigkeit der Kalziumkonzentration von der Körpergröße nach.

In einer von JACKSON et al. (1974) vorgelegten Arbeit konnte ein solcher Zusammenhang nicht festgestellt werden.

Wochenlange Haltung abgetaucht in 3°C kaltem Wasser führte bei *Chrysemys picta bellii* zu einem signifikanten Anstieg der Kalziumkonzentration. Unter normalen Haltungsbedingungen ist der Blutkalziumspiegel dagegen nicht temperaturabhängig (MAGINNISS und HITZIG 1987).

Hyperkalzämie gibt Hinweise auf primären und sekundären Hyperparathyreoidismus, Osteolyse oder übermäßige (auch iatrogene) Kalzium- oder Vitamin D<sub>3</sub>-Gaben. Ebenfalls erhöhte Kalziumspiegel haben weibliche Tiere in der Zeit der Eibildung infolge von Kalziummobilisation aus den Knochen. Hypokalzämie wird vor allem bei ernährungsbedingter Kalzium-Phosphor-Vitamin D<sub>3</sub>-Imbalanz beobachtet (CAMPBELL 1996, WATSON 1998).

Erkrankte, anorektische Riesenschildkröten zeigten abgesunkene Blutkalziumkonzentrationen (SAMOUR et al. 1986).

Eine erniedrigte Kalziumkonzentration maßen auch FRYE et al. (1976) bei einer an Diabetes mellitus erkrankten Schildkröte.

SPEZIES	n	KALZIUM (mmol/l)	AUTOR
<i>Testudo graeca</i>	13	2,65 (s: 1,81)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo hermanni</i>	1 - 5	1,5 - 6,33 ± 1,67	GILLES-BAILLIEN et al. (1965)
	17	2,72 - 3,5	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	18	3,98 (2,66 - 8,09)	WIECHERT (1992)
	35	2,9 (1,8 - 4,6)	APELT (1993)
	145	2,22 (s: 1,71)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo marginata</i>	5	1,27 (s: 0,59)	DONHAUSER (1997)
<i>Agrionemys horsfieldii</i>	12	1,48 (s: 1,06)	DONHAUSER (1997)
<i>Gopherus agassizii</i>	>300	2,25 - 4,25	ROSSKOPF (1982)
	4	2,45 (s: 0,275)	JACOBSON et al. (1991)
<i>Gopherus polyphemus</i>	10	2,94 (2,45 - 3,6)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
	8	3,1 (2,8 - 4,1)	JACKSON et al. (1974)
<i>Geochelone gigantea</i>	21	2,9 (1,6 - 5,0)	SAMOUR et al. (1986)
<i>Terrapene carolina</i>	10	0,7 (0,4 - 1,05)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
<i>Pseudemys s. elegans</i>	10	0,8 (0,45 - 1,45)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
<i>Emys orbicularis</i>	15	3,0 (2,5 - 4,2)	APELT (1993)
	94	1,07 (0 - 2,73)	LAMNEK (1996)
<i>Mauremys caspica leprosa</i>	S: 7	0,88 ± 0,07	PAGES et al. (1992)
	H: 5	1,97 ± 0,09	
<i>Chelonia mydas</i>	100	2,27 (0,4 - 3,05)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.12:** Kalziumkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.5. Phosphor (P)

In der Literatur gefundene Angaben zur Phosphorkonzentration zeigen eine recht große Schwankungsbreite von 0,67 - 4,45 mmol/l.

Nach PAGES et al. (1992) zeigte die Phosphorkonzentration im Jahresverlauf einen umgekehrten Trend wie die Kalziumkonzentration, d.h. niedrige Phosphorspiegel im Herbst und hohe im Sommer. Zu einer ähnlichen Aussage kam auch DONHAUSER (1997). Entgegengesetzt zur Kalziumkonzentration wurden nach hohen Konzentrationen im Sommer niedrige Werte im Herbst gemessen. Allerdings zeigten bei DONHAUSER (1997) sowohl Kalzium als auch Phosphor ein Frühjahrsminimum.

Einen Anstieg der Plasmaphosphorkonzentration während der Winterruhe, auf deutlich höhere Werte als im Sommer, beobachteten HAGGAG et al. (1965) beim Steppenwaran (*Varanus gresus*).

Dagegen maßen HUTTON und GOODNIGHT (1957) während der Winterruhe niedrigere Phosphorspiegel als im Sommer.

Auch LAMNEK (1996) registrierte einen Anstieg der Phosphorspiegel im Sommer. Im Herbst und Winter wurden niedrige Konzentrationen gemessen.

In den Untersuchungen von TAYLOR und JACOBSON (1982) zeigte sich keine Saisonalität der Phosphorkonzentration.

Nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) und LAMNEK (1996) ist die Phosphorkonzentration nicht geschlechtsabhängig.

Anderer Meinung ist DONHAUSER (1997), welche deutlich höhere Phosphorspiegel bei weiblichen europäischen Landschildkröten nachwies als bei männlichen Tieren.

Auch eine deutliche Speziesabhängigkeit konnte von DONHAUSER (1997) nachgewiesen werden (*Agrionemys horsfieldii* > *Testudo hermanni*, *Testudo graeca* > *Testudo marginata*).

Von der Körpergröße ist der Serumphosphorspiegel nach BOLTEN und BJORN DAL (1992) dagegen nicht abhängig.

Junge, wachsende Tiere haben höhere Plasmaphosphorspiegel als Erwachsene (CAMPBELL 1996).

Hyperphosphatämie ist eine Folge von Phosphorüberschuß in der Nahrung, Hypervitaminose D und Nierenerkrankungen; Hypophosphatämie von Hunger oder Phosphorunterversorgung in der Nahrung (CAMPBELL 1996). Auch während des Östrus werden erhöhte Phosphorspiegel beobachtet (WATSON 1998).

Erniedrigte Phosphorspiegel wurden von JACOBSON et al. (1992) bei Schildkröten mit Atemwegserkrankungen gemessen.

Bei SAMOUR et al. (1986) hatten erkrankte Tiere höhere Phosphorkonzentrationen im Blut.

Erhöhte Phosphorspiegel fanden auch FRYE et al. (1976) bei einem an Diabetes mellitus erkrankten Tier.

Wie DONHAUSER (1997) anmerkt, steigen die Phosphorspiegel bei traumatischer Blutentnahme deutlich an.

SPEZIES	n	PHOSPHOR (mmol/l)	AUTOR
Testudo graeca	14	1,82 (s: 1,29)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	17	1,7 - 3,3	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	18	1,41 (1,03 - 2,68)	WIECHERT (1992)
	153	1,6 (s: 0,93)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	1,07 (s: 0,62)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	13	2,4 (s: 1,28)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	0,81 (s: 0,06)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	0,67 (0,32 - 1,0)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	1,4 (0,5 - 3,9)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	6	2,7 (2,13 - 3,1)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys s. elegans	6	3,48 (2,43 - 3,1)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Emys orbicularis	111	1,07 (0 – 2,73)	LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7	4,45 ± 1,13	PAGES et al. (1992)
	H: 5	2,26 ± 0,39	
Chelonia mydas	100	2,16 (1,22 - 3,51)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.13:** Phosphorkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

S - Sommer                  H – Herbst

## 2.5.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis

Relativ wenig Beachtung fand das Kalzium-Phosphor-Verhältnis in der ausgewerteten Literatur.

Ein Kalzium-Phosphor-Verhältnis < 1:1 ist als Hinweis auf Nierenerkrankungen zu werten (CAMPBELL 1996).

Ein relatives Sommerminimum des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses konnte statistisch nicht belegt werden (DONHAUSER 1997).

Statistisch signifikante Art- und Geschlechtsunterschiede wurden von DONHAUSER (1997) nicht nachgewiesen.

SPEZIES	n	KALZIUM / PHOSPHOR	AUTOR
Testudo graeca	13	2,45 (s: 2,2)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	140	2,63 (s: 4,13)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	6	1,79 (s: 1,67)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	12	1,20 (s: 1,31)	DONHAUSER (1997)

**Tabelle 2.14:** Kalzium-Phosphor-Verhältnis nach Literaturangaben

### 2.5.7. Harnstoff (BUN)

Einen starken Anstieg der Blutharnstoffkonzentration während der Winterruhe und schnellen Abfall nach dem Erwachen beobachtete GILLES-BAILLIEN (1969) bei *Testudo hermanni*. Daraus resultierten niedrigste Harnstoffwerte im Sommer und höchste am Ende der Winterruhe (GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, GILLES-BAILLIEN 1973). Obwohl von DONHAUSER (1997) dieselbe Tendenz beobachtet wurde, waren die in dieser Arbeit ermittelten saisonalen Schwankungen statistisch gesehen zufällig.

Mc ARTHUR (1996) berichtet von sehr niedrigen Harnstoffspiegeln vor und sehr hohen nach der Winterruhe.

Analog zu den vorgenannten Arbeiten fanden auch HAGGAG et al. (1965) deutlich erhöhte Nicht-Protein-Stickstoff-Konzentrationen während der Winterruhe im Vergleich zur Aktivitätsphase im Sommer. Begründet wird dieser Anstieg mit einer Akkumulation von Stoffwechselprodukten infolge fehlender Ausscheidung während der Winterruhe.

Anders waren die Ergebnisse von LAMNEK (1996), welcher Minimalkonzentrationen in der Winterruhe und im Frühjahr sowie Maximalkonzentrationen, vor allem bei den Männchen, im Sommer maß.



Andere Untersucher konnten dagegen keine signifikanten saisonalen Schwankungen der Blutharnstoffspiegel nachweisen (HUTTON und GOODNIGHT 1957, TAYLOR und JACOBSON 1982, PAGES et al. 1992, DONHAUSER 1997).

Während BOLTEN und BJORNDAL (1992) keine Geschlechtsabhängigkeit der Harnstoffkonzentration feststellten, hatten bei LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) männliche Tiere höhere Blutharnstoffwerte als weibliche. Dieser Unterschied war statistisch jedoch von geringer Signifikanz.

APELT (1993) fand bei *Testudo hermanni* signifikant niedrigere Harnstoffwerte als bei *Emys orbicularis*.

Untersuchungen an europäischen Landschildkröten, welche von SCHILDGER und HERZBERGER (1993) vorgelegt wurden, lassen keine Artunterschiede erkennen. Die von DONHAUSER (1997) angesprochenen Speziesunterschiede sind statistisch zufällig.

Nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) ist der Harnstoffspiegel negativ mit der Körpergröße korreliert.

Signifikant höhere Harnstoffspiegel beobachtete GILLES-BAILLIEN (1970) bei *Malaclemys centrata*, welche in Meerwasser gehalten wurden, gegenüber in Süßwasser gehaltenen Tieren.

Da Harnstoff, im Gegensatz zur Harnsäure, welche durch tubuläre Sekretion ausgeschieden wird, glomerulär filtriert wird, ist eine Harnstofferhöhung häufiger ein Hinweis auf prärenale Acotämie als auf manifeste Nierenerkrankungen, welche ebenfalls zu einem Anstieg führen können. Reptilien aus besonders trockenen Habitaten haben ebenfalls höhere Harnstoffspiegel. Eine daraus resultierende höhere Plasmaosmolalität reduziert die Wasserverluste aus dem Körper (CAMPBELL 1996).

Laut ROSSKOPF (1982) ist eine Blutharnstoffkonzentration von  $> 6,7 \text{ mmol/l}$  signifikant für das Vorliegen einer Nierenerkrankung. Dehydratation, prä- und postrenale

Erkrankungen (erniedrigter Blutdruck, Harnabflussstörungen) kommen außerdem als Ursache in Betracht.

Auch Dehydratation kann Ursache von erhöhten Harnstoffkonzentrationen sein (WATSON 1998).

Nach Mc ARTHUR (1996) kann ein Harnstoffspiegel über 18 mmol/l die Folge einer Nephritis oder verminderter Nierenfunktion sein.

Hungern führt zu sinkenden Harnstoffspiegeln (BONNET 1979).

Gopherschildkröten mit Erkrankungen der Atemwege zeigten erhöhte Harnstoffkonzentrationen (JACOBSON et al. 1992).

Auch bei SAMOUR et al. (1986) war die Harnstoffkonzentration erkrankter Tiere höher als bei gesunden.

FRYE et al. (1976) maßen erhöhte Blutharnstoffwerte bei einer an Diabetes mellitus erkrankten Rotwange.

Nach LAWRENCE et al. (1987) sind stark erhöhte Harnstoffspiegel charakteristisch für Schildkröten mit Anorexie nach der Winterruhe. Werte über 200 mmol/l führen zu einer infausten Prognose.

<b>SPEZIES</b>	<b>n</b>	<b>HARNSTOFF (mmol/l)</b>	<b>AUTOR</b>
Testudo graeca	13	2,7 (s:4,18)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	1 - 5 6 3 18 35 o.A. 156	3,9±0, 7-103,7±9,8 12,3±2,9 - 51,7±6,2 30±12,5 - 62±33,4 1,08 (0,66 - 2,16) 3,8 (<3,3 - 21,5) 3.33 - 6,66 3,33 (s:10,15)	GILLES-BAILLIEN et al. (1965) GILLES-BAILLIEN (1969) GILLES-BAILLIEN (1973) WIECHERT (1992) APELT (1993) SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	0,39 (s: 0,37)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	o.A. 13	3,33 - 4,99 1,03 (s: 1,03)	SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300 4	0,17 - 5,0 1,0 (s: 0,33)	ROSSKOPF (1982) JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	5,01 (0,17 - 21,64)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	5,4 (3,4 - 9,4)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	A: 6 W: 7	0,17 (0 - 0,53) 0,34 (0,21 - 0,62)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	6	0 - Spuren	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Emys orbicularis	15 108	18,3 (8,5 - 53,3) 4,83 (0,18 - 20,34)	APELT (1993) LAMNEK (1996)
Mauremys caspica	S: 7 H: 5	10,8 ± 1,73 9,4 ± 3,11	PAGES et al. (1992)
Chelonia mydas	100 8	1,74 (0,33 - 6,16)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	2,5 - 6,7	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.15:** Harnstoffkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

A - Aktiv

W - Winterruhe

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.8. Harnsäure (URIC)

Harnsäure ist, neben Harnstoff und Ammoniak, das wichtigste im Plasma nachweisbare Abbauprodukt des Eiweiß- und Purinstoffwechsels. 80 - 90 % der Stickstoffausscheidung terrestrischer Reptilien erfolgen in Form von Harnsäure. Normalbereiche schwanken zwischen 0 und 600  $\mu\text{mol/l}$  (DESSAUER 1970, CAMPBELL 1996).

Nach HUTTON und GOODNIGHT (1957) kommt es während der Winterruhe zu einem hoch signifikanten Anstieg der Harnsäurekonzentration. Verantwortlich dafür ist die verminderte tubuläre Sekretion bei niedrigen Temperaturen (DESSAUER 1970).

LAMNEK (1996) maß dagegen bei europäischen Sumpfschildkröten die höchsten Harnsäurekonzentrationen im Herbst, deutlich niedrigere Werte im Winter und Minimalwerte im Juli.

Im Gegensatz zur vorgenannten Arbeit ermittelte DONHAUSER (1997) im Herbst die niedrigsten Blutharnsäurespiegel, im Frühjahr und Sommer dagegen höhere, relativ konstante Werte.

Von TAYLOR und JACOBSON (1982), wie auch von PAGES et al. (1992) wurden keine saisonalen Veränderungen der Harnsäurekonzentration beobachtet.

*Pseudemys scripta elegans* besitzt deutlich geringere Harnsäurekonzentrationen als *Terrapene carolina* (HUTTON und GOODNIGHT 1957).

Keine Artunterschiede lassen die von SCHILDGER und HERZBERGER (1993) bei europäischen Landschildkröten ermittelten Werte erkennen. Die Speziesunterschiede in den von DONHAUSER (1997) vorgelegten Werten waren statistisch nicht signifikant.

Männliche Schildkröten haben höhere Harnsäurewerte als weibliche (BOLTEN und BJORNDAL 1992, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Wie BOLTEN und BJORNDAL (1992) bemerkten, nimmt die Harnsäurekonzentration mit zunehmender Körpergröße ab.

Nach BONNET (1979) konnte ein leichter, nicht signifikanter Anstieg der Harnsäurespiegel bei hungernden *Chelonia mydas* im Vergleich zu normal gefütterten Tieren nachgewiesen werden.

Deutlich erhöhte Harnsäurespiegel ( $> 900 \mu\text{mol/l}$ ) werden oft bei Nierenerkrankungen, Visceralgicht oder exzessiver Proteinaufnahme mit der Nahrung und Dehydratation beobachtet, ohne eine nähere Differenzierung der Erkrankung zu ermöglichen (CAMPBELL 1996, WATSON 1998).

Eine massive Erhöhung der Harnsäurewerte wurde vor allem bei Reptilien mit Visceralgicht, aber auch mit anderen pathologischen Veränderungen (v.a. entzündliche Prozesse der Niere), beobachtet. Die Werte bei verschiedenen Reptilien mit pathologisch nachgewiesener Visceralgicht lagen zwischen 722 und  $4847 \mu\text{mol/l}$  (z.B. *Testudo graeca*:  $2201 \mu\text{mol/l}$ ) (FRANK 1978).

Auch die von SAMOUR et al. (1986) untersuchten kranken, anorektischen Riesenschildkröten zeigten erhöhte Harnsäurespiegel.

Interessanterweise merkt DESSAUER (1970) an, daß Dehydratation die Harnsäureausscheidung bei Alligatoren nicht wesentlich mindert.

SPEZIES	n	HARNSÄURE ( $\mu\text{mol/l}$ )	AUTOR
Testudo graeca	o.A. 14	118,97 - 356,91 245,08 (s: 119,56)	SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	17 18 35 o.A. 167	124,92 - 577,0 182,5 (71,3-273,4) 149,3 (<119-487,7) 118,97 - 356,91 189,76 (s: 117,78)	GÖBEL u. SPÖRLE (1992) WIECHERT (1992) APELT 1993 SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	131,46 (s: 61,27)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	o.A. 13	118,97 - 297,42 186,78 (s: 107,07)	SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300 4	130,87 - 547,26 291,48 (s: 154,66)	ROSSKOPF (1982) JACOBSON et al. (1991)(
Gopherus polyphemus	17	207,01 (53,5-505,6)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	76 (25 - 135)	SAMOUR et al. (1986)
Terrapene carolina	A: 6 W: 7	104,9 (88,0-135,6) 336,7 (286,7-399,1)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	A: 6 W: 6	46,4 (28,0 - 67,8) 236,8 (183,2-300,4)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Emys orbicularis	15 111	119 (<119 - 199,3) 71,4 (29,7 - 208,2)	APELT (1993) LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7 H: 5	297,42 $\pm$ 107,07 267,68 $\pm$ 47,58	PAGES et al. (1992)
Chelonia mydas	100	89,2 (29,7 - 208,2)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	10 – 100	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.16:** Harnsäurekonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) nach Literaturangaben

A - Aktiv

W - Winterruhe

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.9. Alaninaminotransferase (ALT)

Nach CAMPBELL (1996) liegen Normalwerte der ALT gewöhnlich unter 20 U/l. Die in der Literatur gefundenen Werte zeigen eine etwas größere Schwankungsbreite.

TAYLOR und JACOBSON (1982) ermittelten bei ihren Untersuchungen an *Gopherus polyphemus* im Herbst deutlich höhere ALT-Aktivitäten als im Frühjahr.

LAMNEK (1996) maß einen starken Anstieg der ALT-Aktivität von März bis Mai (ca. 45 IU/l). Während der übrigen Zeit des Jahres wurden niedrige Werte (10 - 20 IU/l) gemessen.

Höhere ALT-Werte im Frühjahr, ein Absinken im Sommer und einen leichten Anstieg der ALT-Aktivität im Herbst registrierte DONHAUSER (1997).

Geschlechtsunterschiede der ALT-Aktivität wurden bisher nicht nachgewiesen (BOLTEN und BJORN DAL 1992, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Nach DONHAUSER (1997) können im Blut von *Testudo marginata* und *Agrionemys horsfieldii* höhere ALT-Aktivitäten gemessen werden als bei *Testudo hermanni* und *Testudo graeca*.

Eine Abhängigkeit von der Körpergröße konnte von BOLTEN und BJORN DAL (1992) nicht nachgewiesen werden.

Nach CAMPBELL (1996) zeigt auch die ALT, ähnlich wie die AST, wenig Organspezifität und ist somit kein sicherer Indikator für Leber- oder Muskelzelldefekte. FRYE et al. (1976) fanden eine Erhöhung der ALT bei einer Schildkröte mit Diabetes mellitus.

SPEZIES	n	ALT (U/l)	AUTOR
Testudo graeca	15	21,33 (s: 17,86)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	18	1,3 (0 - 3)	WIECHERT (1992)
	35	2,6 (<2,6 - 55,6)	APELT (1993)
	165	20,85 (s: 16,78)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	30,71 (s: 27,02)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	o.A.	2,5 - 3,5	SCHILDGER et al. (1993)
	13	34,69 (s: 27,55)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	2 (s: 0,4)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	13	14,8 (2,0 - 57,0)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	7 (0 - 26)	SAMOUR et al. (1986)
Emys orbicularis	15	3,7 (2,8 - 80,5)	APELT (1993)
	111	26,42 (8,0 - 85,0)	LAMNEK (1996)
Chelonia mydas	100	6 (1 - 17)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	5 - 60	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.17:** ALT-Aktivität (U/l) nach Literaturangaben

### 2.5.10. Aspartataminotransferase (AST)

Die Plasmaaktivitäten der AST liegen deutlich über denen der ALT. AST - Aktivitäten bis 250 U/l sind nach CAMPBELL (1996) als normal zu betrachten.

Wie bereits TAYLOR und JACOBSON (1982) so konnten auch LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) keine signifikanten saisonalen Veränderungen der AST-Aktivität feststellen. Lediglich männliche Tiere schienen bei LAMNEK (1996) im Frühjahr einen Anstieg zu zeigen.

Während BOLTEN und BJORNDAL (1992) keine Geschlechtsabhängigkeit feststellen konnten, hatten bei LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) männliche Schildkröten deutlich höhere AST - Aktivitäten als weibliche.



APELT (1993) fand bei *Testudo hermanni* während einer Anästhesie niedrigere AST-Werte als bei *Emys orbicularis*. Die von SCHILDGER und HERZBERGER (1993) vorgelegten Werte lassen dagegen keine Artunterschiede der AST-Aktivität erkennen. Auch in den Untersuchungen von DONHAUSER (1997) ließen sich Speziesunterschiede statistisch nicht sichern.

Eine Abhängigkeit der AST - Aktivität von der Körpergröße liegt nach BOLTEN und BJORN DAL (1992) nicht vor.

Da die AST in allen Körpergeweben vorkommt, lassen Erhöhungen der AST-Aktivität keinen zwingenden Rückschluß auf die Schädigung eines bestimmten Organs zu. Hohe Konzentrationen sind aber vor allem in Leber- und Muskelgewebe zu finden. Eine AST-Erhöhung im Plasma ist deshalb häufig ein Hinweis auf Schäden an Herz- oder Skelettmuskulatur oder an der Leber (CAMPBELL 1996).

ROSSKOPF (1982) nennt als Ursachen für eine Erhöhung der AST Leber-, Herz-, Muskel-, Darm- und Bluterkrankungen.

Nach JACOBSON et al. (1992) zeigten auch Schildkröten mit Erkrankungen der oberen Atemwege gestiegene AST-Aktivitäten.

DONHAUSER (1997) betont, daß traumatische Blutentnahmen zu einem hoch signifikanten Anstieg der AST Aktivität im Blut führen.

<b>SPEZIES</b>	<b>n</b>	<b>AST (U/l)</b>	<b>AUTOR</b>
Testudo graeca	o.A. 15	20 - 55 107,93 (s: 74,52)	SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	17 18 35 o.A. 167	19 - 103 42 (15 - 79) 95,7 (22 - 1135) 16 - 46 105,86 (s: 77,77)	GÖBEL u. SPÖRLE (1992) WIECHERT (1992) APELT (1993) SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	6	71,67 (s: 35,43)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	o.A. 13	17 - 55 148,0 (s: 109,54)	SCHILDGER et al. (1993) DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300 4	10 - 100 56 (s: 24)	ROSSKOPF (1982) JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	135,8 (57 - 392)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	56,5 (5 - 138)	SAMOUR et al. (1986)
Emys orbicularis	15 108	90,4 (54 - 615) 65,3 (10,0 - 159,0)	APELT (1993) LAMNEK (1996)
Chelonia mydas	100	178 (31 - 389)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	10 - 50	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.18:** AST-Aktivität (U/l) nach Literaturangaben

### 2.5.11. Laktatdehydrogenase (LDH)

LAMNEK (1996) maß die niedrigste LDH - Aktivität in der Winterruhe. Ein deutlicher Anstieg wurde vom Frühjahr zum Sommer beobachtet.

Umgekehrt sind die Verhältnisse die DONHAUSER (1997) beschreibt: ein leichter Abfall vom Frühjahr zum Sommer und ein weiterer, stärkerer vom Sommer zum Herbst. TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten dagegen keine Saisonalität nachweisen.

Nach LAMNEK (1996) haben männliche *Emys orbicularis* höhere LDH - Aktivitäten als weibliche. Eine solche Geschlechtsabhängigkeit konnte von BOLTEN und BJORNDAL (1992) sowie von DONHAUSER (1997) nicht nachgewiesen werden.

Während einer Narkose maß APELT (1993) bei *Emys orbicularis* signifikant höhere LDH-Werte als bei *Testudo hermanni*.

Innerhalb der Gruppe der europäischen Landschildkröten konnten keine Artunterschiede der LDH - Aktivität nachgewiesen werden (DONHAUSER 1997).

BOLTEN und BJORNDAL (1992) fanden keine Abhängigkeit von der Körpergröße.

Da die LDH in hoher Konzentration in vielen Körpergeweben anzutreffen ist, wird eine Erhöhung derselben bei Zellschädigungen in verschiedenen Geweben beobachtet. Eine weitere diagnostische Abklärung ist deshalb notwendig (CAMPBELL 1996).

ROSSKOPF (1982) sieht LDH - Erhöhungen als unspezifischen Entzündungsindikator.

DONHAUSER (1997) weist auf deutliche LDH - Erhöhungen infolge traumatischer Blutentnahme hin.

SPEZIES	n	LDH (U/l)	AUTOR
<i>Testudo graeca</i>	14	1827,6 (s: 1392,9)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo hermanni</i>	17	161 - 473	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	35	460 (114,5 - 2139)	APELT (1993)
	151	1361,68 (s: 984,67)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo marginata</i>	7	1456,0 (s: 625,43)	DONHAUSER (1997)
<i>Agrionemys horsfieldii</i>	13	1825,0 (s: 1183,88)	DONHAUSER (1997)
<i>Gopherus agassizii</i>	>300	25 - 250	ROSSKOPF (1982)
<i>Gopherus polyphemus</i>	17	272,8 (17,8 - 909,0)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
<i>Emys orbicularis</i>	15	820,7 (215 - 1654)	APELT (1993)
	103	2383 (1057 - 5963)	LAMNEK (1996)
<i>Chelonia mydas</i>	100	135 (48 - 342)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	50 - 250	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.19:** LDH-Aktivität (U/l) nach Literaturangaben

### 2.5.12. Creatinkinase (CK)

Da die CK ein spezifisches Enzym des Skelettmuskels ist, wird sie zum Beispiel in Verbindung mit der AST u. LDH zur Abgrenzung von Lebererkrankungen von Skelettmuskelschäden genutzt (CAMPBELL 1996, WATSON 1998). Zu beachten ist, daß eine traumatische Blutentnahme ebenfalls zum Ansteigen dieses Enzyms führt (DONHAUSER 1997, WATSON 1998). WATSON meint deshalb, daß die CK- Aktivität von der Lage der punktierten Vene, insbesondere von deren Tiefe im Gewebe, abhängig ist.

LAMNEK (1996) maß niedrige CK - Aktivitäten im Winter und Frühjahr und verzeichnete einen deutlichen Anstieg bis zum Sommer.

DONHAUSER (1997) maß dagegen im Frühjahr deutlich höhere Aktivitäten als im Sommer. Zum Herbst stiegen die Werte dann wieder an, ohne das im Frühjahr erreichte Niveau zu erreichen.

TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten keine saisonal bedingten Veränderungen feststellen.

Männliche Tiere zeigten bei LAMNEK (1996) meist höhere CK - Aktivitäten als weibliche.

Bei DONHAUSER (1997) schienen die Verhältnisse umgekehrt zu liegen, was aber statistisch nicht bestätigt werden konnte.

Speziesbedingte Abhängigkeiten konnten von DONHAUSER (1997) nicht ermittelt werden.

SPEZIES	n	CK (U/l)	AUTOR
Testudo graeca	13	1492,0 (s: 1742,9)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	129	1105,97 (s: 1318,9)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	1948,0 (s: 2344,93)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	11	843,27 (s: 567,65)	DONHAUSER (1997)
Gopherus polyphemus	13	160,3 (32 - 628)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Emys orbicularis	107	328,19 (0,0 - 1874)	LAMNEK (1996)

**Tabelle 2.20:** CK-Aktivität (U/l) nach Literaturangaben

### 2.5.13. Gesamtprotein (TP)

Normalwerte des Gesamtproteingehalts schwanken zwischen 30 und 80g/l (CAMPBELL 1996).

Elektrophoretisch zerfallen die Plasmaproteine der Reptilien in 5 - 7 Fraktionen unterschiedlicher Mobilität. Obwohl Proteinfractionen gleicher Mobilität unterschiedliche Struktur besitzen können, kann der menschliche Plasmaproteinstandard (Albumin, alpha-, beta-, gamma-Globulin) als elektrophoretischer Referenzstandard herangezogen werden (DESSAUER 1970, FRAIR et al. 1978). Neben den erwähnten Proteinfractionen sind noch Transferrine und Gerinnungsproteine als Bestandteil des Gesamtproteins zu erwähnen (WATSON 1998).

HUTTON (1960) beschrieb bei *Pseudemys scripta elegans* ein Absinken der Aminosäurestickstoffkonzentration während der Winterruhe.

Ähnliche saisonale Veränderungen der Plasmaproteinkonzentration beobachtete auch HAGGAG et al. (1965) beim Steppenwaran (*Varanus gresus*). Eine sinkende Plasmaproteinkonzentration im Winter wird mit der fehlenden Nahrungsaufnahme begründet.

MASAT und MUSACCHIA (1965) wiesen saisonale Schwankungen der Proteinkonzentration bei *Chrysemys picta* nach. Niedrige Werte wurden sowohl

während der Winter- als auch während der Sommermonate gemessen, deutlich höhere dagegen im Frühjahr und vor allem im Herbst.

Nach MASAT und MUSACCHIA (1965) sind Schwankungen der Plasmaproteinkonzentration in erster Linie Folge eines Austauschs der Proteine zwischen Körpergeweben und Blutplasma in Anpassung an unterschiedliche physiologische Situationen. Umgebungstemperatur, Nahrungsaufnahme und Aktivität sind die Ursache der beobachteten saisonalen Schwankungen.

MUSQUERA et al. (1976) begründen ein Anwachsen der Plasmaproteinkonzentration bei *Testudo hermanni* in der Winterruhe mit der eintretenden Dehydratation.

Auch LAMNEK (1996) ermittelte saisonale Schwankungen der Plasmaproteine. Minimalwerte wurden im Frühjahr, Maximalwerte im Sommer und Herbst gemessen.

Die von PAGES et al. (1992) beschriebenen, geringfügigen Änderungen der Plasmaproteinkonzentration im Sommer und Herbst waren statistisch nicht signifikant.

Wie HUTTON und GOODNIGHT (1957), TAYLOR und JACOBSON (1982) so konnte auch DONHAUSER (1997) keine saisonalen Schwankungen der Proteinkonzentration feststellen. Lediglich ein (statistisch nicht signifikantes) geringes Sommermaximum wurde von DONHAUSER (1997) bemerkt.

Monatelange (ebenso wie auch kurzzeitige) Kälteexposition hatte bei *Chrysemys picta* keine signifikanten Änderungen der Plasmaproteinkonzentration zur Folge (MUSACCHIA und SIEVERS 1956).

Nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) und DONHAUSER (1997) ist die Plasmaproteinkonzentration nicht geschlechtsabhängig.

TAYLOR und JACOBSON (1982) beobachteten dagegen bei weiblichen *Gopherus polyphemus* deutlich höhere Plasmaproteinspiegel als bei Männchen.

Umgekehrt waren die Verhältnisse bei LAMNEK (1996): männliche *Emys orbicularis* hatten stets höhere Proteinkonzentrationen als weibliche.

MUSQUERA et al. (1976) beschrieben tierartliche Unterschiede der Proteinkonzentration: *Testudo hermanni* > *Caretta caretta* > *Emys orbicularis*.

*Pseudemys scripta elegans* hatte in den Untersuchungen von STENROOS und BOWMAN (1968) deutlich niedrigere Plasmaproteingehalte als die anderen untersuchten Arten.

Beim Vergleich europäischer Landschildkröten kommen keine wesentlichen Speziesabhängigkeiten des Plasmaeiweißgehaltes vor (DONHAUSER 1997).

FRAIR und SHAH (1982) stellten eine hoch signifikante positive Korrelation der Plasmaproteinkonzentration mit der Körpergröße bei Meeresschildkröten fest. Lediglich extrem große Tiere zeigten wieder einen Abfall des Eiweißgehaltes.

Zum selben Ergebnis gelangten BOLTEN und BJORN DAL (1992) bei Untersuchungen an *Chelonia mydas*.

Nach BONNET (1979) führte eine Hungerphase zu keinen wesentlichen Veränderungen der Plasmaproteinspiegel bei juvenilen *Chelonia mydas*.

Dem entsprechen auch die Ergebnisse von MASAT und MUSACCHIA (1965), die unter experimentellen Bedingungen bei *Chrysemys picta* nur geringfügige, nicht signifikante Unterschiede der Proteinkonzentration bei gefütterten und hungernden Tieren fanden.

Hypoproteinämie ist z.B. eine Folge von Malabsorption und Maldigestion, Hunger, Parasitenbefall, Blutverlust sowie chronischen Leber- und Nierenerkrankungen. Hyperproteinämie wird dagegen bei Dehydratation und entzündlichen Erkrankungen beobachtet. Neben Kalzium und Phosphor steigt auch die Plasmaproteinkonzentration in der Zeit der Eireifung bei weiblichen Tieren an (TAYLOR und JACOBSON 1982, CAMPBELL 1996, WATSON 1998).

Eine an Diabetes mellitus leidende Rotwange hatte einen Plasmaproteingehalt von 48 g/l (FRYE et al. 1976).

Erhöhte Plasmaproteinspiegel bei Schildkröten mit Anorexie nach der Winterruhe können als Maß für den Dehydratationsgrad verstanden werden und korrelieren eng mit dem Hämatokrit (LAWRENCE 1987).

APELT (1993) maß 30 Tage nach der Narkose niedrigere Plasmaproteinspiegel als während des Toleranzstadiums.

SPEZIES	n	GESAMTPROTEIN (g/l)	AUTOR
Testudo graeca	14	48,5 (s: 22,2)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	15	40,19 ± 9,5	MUSQUERA et al. (1976)
	17	31 - 54	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	18	47 (32 - 60)	WIECHERT (1992)
	35	45 (20 - 68)	APELT (1993)
	155	46,6 (s: 15,8)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	7	37,7 (s: 15,5)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	12	45,0 (s: 15,8)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300	22 - 50	ROSSKOPF (1982)
	4	34 (s: 8,0)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	31,1 (13 - 46)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	41 (6 - 62)	SAMOUR et al. (1986)
Emys orbicularis	9	22 ± 13,8	MUSQUERA et al. (1976)
	15	48 (22 - 84)	APELT (1993)
	111	36,9 (17,5 - 63,5)	LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7	32,9 ± 12,7	PAGES et al. (1992)
	H: 5	41,5 ± 4,1	
Chrysemys picta	20	50,04 ± 1,5	MUSACCHIA u. SIEVERS (1956)
	60	50 (40 - 70)	MASAT u. MUSACCHIA (1965)
	8	47,1 ± 3,0	STENROOS u. BOWMAN (1968)
Caretta caretta	5 - 10	8 - 29	BRADLEY et al (1998)
Chelonia mydas	100	51 (26 - 69)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
	8	21,05 ± 2,53	BONNET (1979)
Diverse Schildkröten	8	22,2 - 50,4	COHEN (1954)
	o.A.	26 - 72	LEONE u. WILSON (1961)
	>100	55 - 75	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.21:** Gesamtproteinkonzentration (g/l) nach Literaturangaben

S - Sommer

H – Herbst

o.A. – ohne Angabe



### 2.5.14. Albumin (Alb)

Die Zusammensetzung der Plasmaproteine, insbesondere das Vorhandensein einer Albuminfraktion, war lange Zeit umstritten.

COHEN (1954) merkt den relativ niedrigen Albumingehalt (im Verhältnis zum Gesamtprotein) im Schildkrötenblut an. Verglichen mit den von ihm untersuchten Schlangenarten, hatten Schildkröten nur etwa halb so viel Plasmaalbumin.

In einer 1958 von COHEN und STICKLER veröffentlichten Arbeit konnte mittels Elektrophorese bei Schildkröten keine der menschlichen Albuminfraktion vergleichbare Proteinfraktion nachgewiesen werden. Zur weiteren Abklärung der Frage nach Vorhandensein und biochemischer Natur von Plasmaalbumin bei Schildkröten werden sensitivere Untersuchungsmethoden gefordert. Weiterhin wird darauf hingewiesen, daß in der 1954 von COHEN veröffentlichten Studie keine Unterscheidung zwischen Albuminen und  $\alpha$ -Globulinen vorgenommen wurde.

LEONE und WILSON (1961) wiesen Albumine als normalen Plasmabestandteil bei verschiedenen Schildkrötenspezies nach. Auch sie verweisen auf den niedrigen Plasmaalbumingehalt im Schildkrötenblut, welcher für den niedrigen Blutdruck bei diesen Tieren verantwortlich ist.

CRENSHAW (1962) wies bei Schildkröten der Familie Kinosternidae 1 - 2 Proteinfraktionen, mit dem menschlichen Serumalbumin analogem elektrophoretischen Verhalten, nach.

MASAT und MUSACCHIA (1965) konnten bei *Chrysemys picta* keine Albuminfraktion nachweisen.

DESSAUER (1970) spricht von einem dem menschlichen Plasmaproteinstandard vergleichbaren elektrophoretischen Proteinverteilungsmuster. Eine bei allen Reptiliengruppen vorkommende Proteinfraktion entspricht dabei in ihren chemisch-physikalischen Eigenschaften dem menschlichen Albumin (MASAT und DESSAUER 1968).

MUSQUERA et al. (1976) konnten eine albuminartige Proteinfraktion nachweisen, welche in ihrer elektrophoretischen Aktivität etwa dem  $\alpha$ -Globulin im Humanserum

entspricht. Ein Vergleich der Albuminkonzentration der untersuchten Arten brachte folgendes Ergebnis: *Testudo hermanni* > *Caretta caretta* > *Emys orbicularis*.

Die von FRAIR et al. (1978) veröffentlichten Serumelektrophoresemuster von Schildkröten der Gattung *Podocnemys* weisen ebenfalls eine dem menschlichen Serumalbumin analoge Bande auf.

Bei LAMNEK (1996) folgten die saisonalen Schwankungen der Albuminkonzentration weitestgehend der des Gesamtproteins: Minimalwerte im Frühjahr, ein Anstieg zum Sommer, Maximalwerte im Herbst.

Auch bei DONHAUSER (1997) wird von einem kontinuierlichen Anstieg des Albumingehaltes während der Aktivitätsperiode vom Frühjahr zum Herbst berichtet.

Keine Saisonalität des Plasmaalbumins konnten dagegen TAYLOR und JACOBSON (1982) bei *Gopherus polyphemus* nachweisen.

Männliche *Emys orbicularis* haben höhere Albuminkonzentrationen als weibliche (LAMNEK 1996). Eine solche Abhängigkeit konnte von BOLTEN und BJORN DAL (1992) für *Chelonia mydas* und DONHAUSER (1997) für europäische Landschildkröten nicht nachgewiesen werden.

Aktive Reptilienspezies mit hoher Stoffwechselrate (z.B. verschiedene Echsen) besitzen höhere Albuminkonzentrationen, Schildkröten dagegen niedrigere (MASAT und DESSAUER 1968, DESSAUER 1970, WATSON 1998).

Von DONHAUSER (1997) angesprochene Artunterschiede des Albumingehaltes waren statistisch als zufällig zu betrachten.

BOLTEN und BJORN DAL (1992) konnten eine hoch signifikante positive Korrelation von Körpergröße und Plasmaalbuminkonzentration nachweisen.

Hypo- und Hyperalbuminämie hat dieselben Ursachen, wie im Abschnitt 2.5.13. besprochen, mit Ausnahme der entzündlichen Erkrankungen, welche zum Ansteigen der Globulinfraction führen (CAMPBELL 1996).

FRYE et al. (1976) betrachteten einen Albumingehalt von 11,1 g/l bei einer an Diabetes mellitus erkrankten Schildkröte als erniedrigt.

SPEZIES	n	ALBUMIN (g/l)	AUTOR
Testudo graeca	13	14,9 (s: 5,9)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	15	14,77 ± 2,8	MUSQUERA et al. (1976)
	142	16,1 (s: 8,4)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	6	13,3 (s: 5,6)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	12	18,4 (s: 6,5)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	9,0 (s: 2,0)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	17	15,2 (5 - 26)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Geochelone gigantea	21	15,4 (3 - 26)	SAMOUR et al. (1986)
Emys orbicularis	9	2,89 ± 1,76	MUSQUERA et al. (1976)
	111	8,0 (0 - 23,4)	LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7 H: 5	8,85 ± 1,97 12,45 ± 1,07	PAGES et al. (1992)
Chelonia mydas	100	15 (6 - 21)	BOLTEN u. BJORN DAL (1992)
Diverse Schildkröten	8	5,0 - 16,0	COHEN (1954)
	>100	25 - 41	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.22:** Albuminkonzentration (g/l) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.15. Globulin (Glob)

Wie allen zu diesem Thema verfügbaren Quellen (siehe Auflistung der Einzelwerte) zu entnehmen ist, sind die Globuline die bei Schildkröten vorherrschende Proteinfraktion.

Saisonale Schwankungen der Globulinkonzentration wurden von LAMNEK (1996) beschrieben. Minimalwerten im April folgen Maximalwerte im Juni, bei den weiblichen Tieren gefolgt von einem weiteren Minimum im Juli, während bei den Männchen auch

im Juli ein hohes Niveau aufrechterhalten wird. Im Herbst wurden bei beiden Geschlechtern mittlere Konzentrationen gemessen.

DONHAUSER (1997) maß im Sommer höhere Globulingehalte als im Frühjahr und im Herbst. Statistisch waren diese Unterschiede aber zufällig.

Während LAMNEK (1996) bei männlichen Tieren höhere Globulinspiegel maß als bei weiblichen, konnten BOLTEN und BJORNDAL (1992) wie auch DONHAUSER (1997) eine solche Geschlechtsabhängigkeit nicht feststellen.

Artunterschiede im Globulingehalt stellten sich bei DONHAUSER (1997) statistisch als zufällig heraus.

Wie bei Gesamtprotein- und Albumingehalt liegt auch bei der Globulinkonzentration eine signifikante positive Korrelation mit der Körpergröße vor (BOLTEN und BJORNDAL 1992).

Ein Anstieg der Globulinfraktion wird in erster Linie bei entzündlichen Erkrankungen beobachtet. Zur detaillierteren Abklärung wird von CAMPBELL (1996) die Differenzierung der alpha-, beta- und gamma-Globulinfraktion mittels Elektrophorese empfohlen.

Eine Globulinkonzentration von 36,7 g/l bei einer an Diabetes mellitus leidenden Rotwange wurde von FRYE et al. (1976) als erniedrigt angesprochen.

SPEZIES	n	GLOBULIN (g/l)	AUTOR
Testudo graeca	14	34,7 (s: 25,0)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	15	24,28 ± 5,26	MUSQUERA et al. (1976)
	141	29,6 (s: 9,0)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	6	29,8 (s: 2,9)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	12	26,5 (s: 10,5)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	25 (s: 6,0)	JACOBSON et al. (1991)
Geochelone gigantea	21	26 (3 - 36)	SAMOUR et al. (1986)
Emys orbicularis	9	18,41 ± 3,7	MUSQUERA et al. (1976)
	111	29,0 (17,5 - 40,4)	LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7 H: 5	24,04 ± 3,84 29,0 ± 4,39	PAGES et al. (1992)
Chelonia mydas	100	36 (19 - 52)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	20 - 45	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.23:** Globulinkonzentration (g/l) nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.16. Albumin-Globulin-Verhältnis

Wie der nachfolgenden Auflistung zu entnehmen ist, ist das Albumin-Globulin-Verhältnis stets < 1, das heißt der Globulingehalt des Schildkrötenblutes übertrifft im allgemeinen den Albumingehalt.

Lediglich Mc ARTHUR (1996) gibt Werte bis 1,5 an. Nähere Erläuterungen sind dem Kapitel 2.5.14. zu entnehmen.

Im Jahresverlauf (Aktivitätsperiode) steigt der Quotient kontinuierlich an, daß heißt der Albumingehalt des Blutes nimmt im Vergleich zum Globulingehalt zu (DONHAUSER 1997).

Das Albumin-Globulin-Verhältnis ist nicht geschlechtsabhängig (BOLTEN und BJORNDAL 1992, DONHAUSER 1997).

Tierartliche Unterschiede des Albumin-Globulin-Verhältnisses wurden, wie untenstehender Auflistung zu entnehmen ist, von MUSQUERA et al. (1976) und DONHAUSER (1997) aufgezeigt.

Eine Abhängigkeit von der Körpergröße konnte bisher nicht nachgewiesen werden (BOLTEN und BJORNDAL 1992).

FRYE et al. (1976) sprachen einen Albumin-Globulin-Quotienten von 0,3 bei einem an Diabetes mellitus erkrankten Tier als erniedrigt an.

SPEZIES	n	ALBUMIN / GLOBULIN	AUTOR
Testudo graeca	13	0,53 (s: 0,20)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	15	0,608	MUSQUERA et al. (1976)
	140	0,56 (s: 0,29)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	6	0,45 (s: 0,19)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	12	0,87 (s: 0,67)	DONHAUSER (1997)
Emys orbicularis	9	0,157	MUSQUERA et al. (1976)
Mauremys caspica	S: 7	0,38 ± 0,11	PAGES et al. (1992)
leprosa	H: 5	0,43 ± 0,05	
Chelonia mydas	100	0,4 (0,3 - 0,7)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	>100	0,6 - 1,5	Mc ARTHUR (1996)

**Tabelle 2.24:** Albumin-Globulin-Verhältnis nach Literaturangaben

S - Sommer

H - Herbst

### 2.5.17. Glukose (Glu)

Die Blutglukosespiegel von Reptilien werden in weniger engen Grenzen kontrolliert, als bei Säugertieren. Dies ist die Folge einer gewissen Insulinresistenz und variabler Stoffwechselrate und stellt eine Anpassung an unregelmäßige Nahrungsaufnahme dar. Bei Tieren mit saisonaler Aktivität finden wir deshalb während der Aktivitätsphasen, bei normaler Nahrungsaufnahme, höhere Glukosespiegel als in den Ruhephasen, bei fehlender Nahrungsaufnahme (WATSON 1998).

Normalwerte schwanken nach CAMPBELL (1996) zwischen 3,3 und 5,6 mmol/l.

Ähnlich dem vom Säuger bekannten Verhalten führt der Einfluß von Insulin zu sinkenden, der von Glukagon, Epinephrine, Somatotropin und Hydrocortison zu steigenden Glukosespiegeln (DESSAUER 1970).

Bereits 1923 wurden von HOPPING Untersuchungen zur Saisonalität des Blutzuckerspiegels bei Alligatoren durchgeführt. Die höchsten Glukosespiegel wurden im Spätwinter und zeitigem Frühjahr, die niedrigsten im November/Dezember gemessen. Während des Sommers wurde ein steter Rückgang der Blutglukose beobachtet.

HUTTON und GOODNIGHT (1957) ermittelten bei winterschlafenden Schildkröten deutlich höhere Glukosespiegel als bei Tieren während der Aktivitätsphase. Als Erklärung wird der Glykogenabbau und die fehlende Verstoffwechselung in den Geweben angenommen.

HAGGAG et al. (1965) konstatierten bei ihren Untersuchungen am Steppenwaran (*Varanus gresus*) während der Winterruhe niedrigere Glukosespiegel als im Sommer und begründen dies mit fehlender Nahrungsaufnahme und Aktivität.

KUCHLING (1981) ermittelte bei winterschlafenden Schildkröten niedrigere Glukosewerte als während der Aktivitätsphase. Bei Störungen in der Winterruhe sowie während künstlich eingeleiteter Kältephasen wurde dagegen ein deutlicher Anstieg des Blutzuckers gemessen.

PAGES et al. (1992) fanden bei *Mauremys caspica leprosa* im Sommer wesentlich niedrigere Blutglukosespiegel als im Herbst und suchten die Erklärung dafür in einem höheren Glukoseverbrauch bei hohen Temperaturen während des Sommers.

Nach Mc ARTHUR (1996) werden vor der Winterruhe niedrige, nach der Winterruhe hohe Glukosespiegel gemessen.

LAMNEK (1996) maß niedrige Glukosespiegel in der Winterruhe und bemerkte einen (statistisch nicht signifikanten) Anstieg vom Frühjahr zum Sommer.

Saisonale Schwankungen der Glukosespiegel werden von DESSAUER (1970) für verschiedene Reptilienspezies beschrieben, konnten jedoch für die untersuchten Schildkrötenarten nicht nachgewiesen werden.

Analog dazu konnte auch HUTTON (1960) bei *Pseudemys scripta elegans* keine saisonalen Abhängigkeiten der Blutglukosespiegel nachweisen. Bei erhöhter Haltungstemperatur wurde dagegen ein leichter Anstieg der Blutglukose verzeichnet. Höhere Stoffwechselrate und stärkere Nahrungsaufnahme wurden dafür verantwortlich gemacht.

Auch TAYLOR und JACOBSON (1982) und DONHAUSER (1997) stellten keine statistisch gesicherten saisonalen Veränderungen der Glukosekonzentration fest.

Im Gegensatz zu BOLTEN und BJORNDAL (1992), welche keine Geschlechtsabhängigkeit der Blutglukose feststellten, hatten bei LAMNEK (1996) männliche Tiere durchschnittlich höhere Blutzuckerwerte als weibliche. Tendenziell zeigte sich dieser Sachverhalt auch bei DONHAUSER (1997), konnte hier aber statistisch nicht bestätigt werden.

Artunterschiede konnten von DONHAUSER (1997) statistisch nicht nachgewiesen werden.

Auch eine Abhängigkeit der Blutglukose von der Körpergröße liegt nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) nicht vor.



Hohe Temperaturen können zu Hypoglykämie, Kältestreß zu Hyperglykämie führen. Anaerobe Glykolyse während längerer Tauchphasen bei Sumpfschildkröten führt ebenfalls zu Hyperglykämie (DESSAUER 1970).

Glukoseaufnahme mit der Nahrung resultiert in vorübergehender Hyperglykämie (DESSAUER 1970), fehlende Nahrungsaufnahme dagegen in einem signifikanten Abfall der Blutglukosespiegel (RAPATZ und MUSACCHIA 1957, BONNET 1979).

Hypoglykämie kann ein Hinweis auf Unterernährung, Eiweißüberfütterung, Lebererkrankungen, Endokrinopathien oder Septikämien sein (CAMPBELL 1996, WATSON 1998).

Hyperglykämie in Verbindung mit Glukosurie legt den Verdacht auf Diabetes mellitus nahe (FRYE et al. 1976, CAMPBELL 1996).

FRYE et al. (1976) maßen bei einer an Diabetes mellitus erkrankten Rotwangenschmuckschildkröte einen Blutglukosewert von 33,9 mmol/l.

Auch streßbedingt kann es zur Hyperglykämie kommen (WATSON 1998).

Experimentell unter reiner Stickstoffatmosphäre gehaltene Schildkröten zeigten infolge des Sauerstoffmangels einen massiven Glycogenabbau in der Leber verbunden mit einem Anstieg des Blutzuckerspiegels auf Werte bis zu 67mmol/l (JOHLIN und MORELAND 1933).

SPEZIES	n	GLUKOSE (mmol/l)	AUTOR
Testudo graeca	13	4,27 (s: 3,68)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	17	2,0 - 5,94	GÖBEL u. SPÖRLE (1992)
	35	5,1 (1,9 - 11,6)	APELT (1993)
	158	3,64 (s: 2,0)	DONHAUSER (1997)
	31	1,43 ± 0,47	KUCHLING (1981)
Testudo marginata	7	4,76 (s: 1,45)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	13	4,32 (s: 1,42)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	>300	1,67 - 8,32	ROSSKOPF (1982)
	4	5,33 (s: 0,89)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	16	4,14 (3,05 - 7,1)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Terrapene carolina	A: 6 W: 7	2 (1,16 - 3,55) 6,12 (3,66 - 8,71)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
Pseudemys scripta elegans	A: 6 W: 8	1,24 (0,55 - 2,22) 4,95 (1,94 - 11,21)	HUTTON u. GOODNIGHT (1957)
	120	3,88 (2,99 - 4,71)	HUTTON (1960)
Emys orbicularis	15	4,8 (3,0 - 9,1)	APELT (1993)
	111	2,02 (0,89 - 5,15)	LAMNEK (1996)
Mauremys caspica leprosa	S: 7	4,81 ± 0,93	PAGES et al. (1992)
	H: 5	7,97 ± 0,81	
Chrysemys picta	18	4,21 ± 0,54	RAPATZ u. MUSACHIA (1957)
Chelonia mydas	100	6,32 (4,82 - 9,26)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
	8	4,94 ± 0,19	BONNET (1979)

**Tabelle 2.25:** Glukosekonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

A - Aktiv

W – Winterruhe

S - Sommer

H - Herbst

**2.5.18. Cholesterin (Chol)**

Ähnlich den Triglyceriden steigen auch die Plasmacholesterolspiegel bei Weibchen mit aktiven Ovarien signifikant an. Kein Unterschied besteht zwischen männlichen Tieren

und Weibchen mit inaktiven Ovarien (CHAIKOFF und ENTENMAN 1946, JACKSON et al. 1974, TAYLOR und JACOBSON 1982).

Saisonale Schwankungen des Cholesterinspiegels wurden von LAMNEK (1996) beschrieben. Niedrigen Werten in der Winterruhe folgte ein kontinuierlicher Anstieg bis in den Sommer. Lediglich bei den männlichen Tieren wurde ein absolutes Minimum im Frühjahr gemessen.

DONHAUSER (1997) bemerkte vor allem bei weiblichen Tieren einen Anstieg des Cholesterins während der Aktivitätsperiode, konnte diese Aussage statistisch aber nicht beweisen.

Im Gegensatz dazu stellten TAYLOR und JACOBSON (1982) keine Saisonalität der Cholesterinspiegel fest.

Weibliche Schildkröten haben signifikant höhere Cholesterinspiegel als männliche (TAYLOR und JACOBSON 1982, BOLTEN und BJORNDALE 1992, DONHAUSER 1997). Diese Aussage konnte von LAMNEK (1996), welcher keine signifikanten Geschlechtsunterschiede nachwies, nicht bestätigt werden

JACKSON und LEGENDRE (1967) veröffentlichten Blutcholesterinwerte unterschiedlichster Schildkrötenarten.

STENROOS und BOWMAN (1968) ermittelten bei *Pseudemys scripta elegans* deutlich niedrigere Cholesterinspiegel als bei allen anderen untersuchten Schildkröten. Allgemein gehen die Autoren von einer starken artabhängigen wie auch innerartlichen Variabilität der Cholesterinspiegel aus.

Während eine starke individuelle Variation auch von DONHAUSER (1997) bestätigt wurde, waren speziesabhängige Variationen bei europäischen Landschildkröten nicht nachweisbar.

Blutcholesterinspiegel bei Schildkröten sind nicht von der Körpergröße abhängig (JACKSON et al. 1974, BOLTEN und BJORNDALE 1992).

Von angestiegenen Cholesterinspiegeln bei Gopherschildkröten mit Atemwegserkrankungen berichteten JACOBSON et al. (1992).

Auch bei Diabetes mellitus konnten erhöhte Cholesterinspiegel gemessen werden (FRYE et al. 1976).

SPEZIES	n	CHOLESTERIN (mmol/l)	AUTOR
<i>Testudo graeca</i>	14	3,65 (s: 1,39)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo hermanni</i>	156	3,60 (s: 1,91)	DONHAUSER (1997)
<i>Testudo marginata</i>	7	3,77 (s: 1,26)	DONHAUSER (1997)
<i>Agrionemys horsfieldii</i>	13	4,12 (s: 1,15)	DONHAUSER (1997)
<i>Gopherus agassizii</i>	4	2,15 (SD: 0,59)	JACOBSON et al. (1991)
<i>Gopherus polyphemus</i>	13	1,97 (0,49 - 3,88)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
	8	3,3 (2,04 - 5,22)	JACKSON et al. (1974)
<i>Pseudemys s. elegans</i>	2	1,77 ± 0,08	STENROOS u. BOWMAN (1968)
<i>Emys orbicularis</i>	111	1,18 (0,17 - 4,14)	LAMNEK (1996)
<i>Chrysemys picta bellii</i>	6	6,74 +/- 0,66	STENROOS u. BOWMAN (1968)
<i>Chelonia mydas</i>	100	5,61 (1,88 - 9,44)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)
Diverse Schildkröten	13	5,62 (2,01 - 12,41)	JACKSON u. LEGENDRE (1967)

**Tabelle 2.26:** Cholesterinkonzentration (mmol/l) nach Literaturangaben

### 2.5.19. Triglyceride (Trig)

Schwankungen des Plasmalipidgehaltes, insbesondere der Triglyceride, wurden von CHAIKOFF und ENTENMAN (1946) in Zusammenhang mit der ovariellen Aktivität bei *Chrysemys picta bellii* und *Pseudemys scripta* nachgewiesen. Bei Weibchen mit aktiven Ovarien wurden signifikant höhere Plasmalipidspiegel beobachtet als in Zeiten ovarieller Ruhe oder bei männlichen Tieren. Keine Unterschiede bestanden zwischen Weibchen mit inaktiven Ovarien und männlichen Tieren.

Minimale Triglyceridspiegel maß LAMNEK (1996) am Ende der Winterruhe. Danach folgte ein kontinuierlicher Anstieg bis in den Sommer. Bis zum Herbst nahm der Triglyceridgehalt wieder ab.

DONHAUSER (1997) konnte jahreszeitliche Variationen lediglich bei weiblichen Tieren statistisch belegen. Die Triglyceridspiegel sanken während der gesamten Aktivitätsperiode ab.

TAYLOR und JACOBSON (1982) bemerkten bei *Gopherus polyphemus* keine jahreszeitlichen Schwankungen der Triglyceride.

Weibliche *Emys orbicularis* und weibliche europäische Landschildkröten haben signifikant höhere Triglyceridspiegel als männliche (LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Ein solcher Zusammenhang liegt nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) bei *Chelonia mydas* nicht vor.

Artunterschiede des Triglyceridgehaltes sind, auf Grund hoher individueller Variation, nach DONHAUSER (1997) als zufällig zu werten.

Nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) liegt aber eine deutliche positive Korrelation mit der Körpergröße vor.

Nach BONNET (1979) führt Hungern (über 5 Tage) nicht zu einem Absinken des Lipidspiegels im Blut.

RAPATZ und MUSACCHIA (1957) beobachteten einen Abfall des Blutfettsäurespiegels bei für 4 - 8 Wochen in Kältestarre versetzten *Chrysemys picta*.

<b>SPEZIES</b>	<b>n</b>	<b>TRIGLYCERIDE (mmol/l)</b>	<b>AUTOR</b>
Testudo graeca	11	4,83 (s: 5,62)	DONHAUSER (1997)
Testudo hermanni	135	3,27 (s: 2,83)	DONHAUSER (1997)
Testudo marginata	4	2,14 (s: 0,96)	DONHAUSER (1997)
Agrionemys horsfieldii	13	2,23 (s: 1,7)	DONHAUSER (1997)
Gopherus agassizii	4	0,19 (s: 0,08)	JACOBSON et al. (1991)
Gopherus polyphemus	12	0,37 (0 - 2,03)	TAYLOR u. JACOBSON (1982)
Emys orbicularis	105	0,95 (0 - 7,28)	LAMNEK (1996)
Chelonia mydas	100	1,96 (0,49 - 4,72)	BOLTEN u. BJORNDAL (1992)

**Tabelle 2.27:** Triglyceridkonzentration (g/l) nach Literaturangaben

### III. Material und Methoden

#### 3.1. Untersuchte Tiere, Haltung und Fütterung

In die Untersuchung wurden insgesamt 34 klinisch gesunde europäische Landschildkröten einbezogen, welche sich nach Art und Geschlecht folgendermaßen verteilten:

Spezies	Anzahl/Geschlecht
Maurische Landschildkröte ( <i>Testudo graeca</i> )	3 männlich 7 weiblich
Griechische Landschildkröte ( <i>Testudo hermanni</i> )	7 männlich 12 weiblich
Breitrandschildkröte ( <i>Testudo marginata</i> )	3 männlich 2 weiblich

**Tabelle 3.1:** Art- und Geschlechterverteilung

Zum Zeitpunkt der ersten Probenentnahme befanden sich alle untersuchten Schildkröten mindestens 2 Jahre in einem in sich geschlossenem Zuchtbestand. Der größte Teil der Tiere hatte ein Alter von mehr als 10 Jahren. Das jüngste Tier war zu Beginn der Untersuchungen 4 Jahre alt. *Testudo hermanni* und *Testudo marginata* wurden als gemischte Gruppe, *Testudo graeca* dagegen getrennt von den vorgenannten Arten, unter identischen Bedingungen, gepflegt.

Der Jahresablauf im Untersuchungszeitraum gestaltete sich wie folgt:

01.11.1998 – 27.02.1999: Winterruhe

27.02.1999 – 01.05.1999: Zimmerterrarium

01.05.1999 – 25.09.1999: Freiland

25.09.1999 – 20.11.1999: Zimmerterrarium (Nahrungsentzug Anfang November)

20.11.1999 – 13.03.2000: Winterruhe

Die Zimmerterrarien mit einer Gesamtfläche von 13 m<sup>2</sup> waren entsprechend den Bedürfnissen der Schildkröten beheizt und beleuchtet. In den Freianlagen mit einer Gesamtfläche von 80 m<sup>2</sup> standen 2 Glashäuser mit einer Grundfläche von 12 m<sup>2</sup> und 4,5 m<sup>2</sup> zur Verfügung.

In der vegetationslosen Übergangsperiode vor und nach der Winterruhe wurde kurzzeitig mit verschiedenen Salaten gefüttert. Die übrige Zeit des Jahres bildeten Wiesenkräuter und Gräser die Ernährungsgrundlage. Fein vermahlene Eierschalen standen den Tieren stets zur freien Aufnahme zur Verfügung. In Abständen von mindestens 4 Wochen wurden den Schildkröten Teichfischpellets in einer Menge von 5 – 10 % der Tagesfütterration angeboten.

Im Zimmerterrarium hatten die Tiere 2 x pro Woche Gelegenheit zur Wasseraufnahme (Bad oder Trinkgefäß). In der Freianlage stand stets Wasser zur freien Aufnahme zur Verfügung.

Im Frühjahr und Herbst wurden alle Schildkröten mit 100 mg/kg Panacur per os entwurmt.

### **3.2. Klinische Untersuchung der Schildkröten**

Die klinische Untersuchung der Probanden erfolgte nach folgendem allgemeinen Schema:

- a) Körperhaltung, Verhalten, Fortbewegung, Futteraufnahme, Kotabsatz
- b) Entwicklungs- und Ernährungszustand, Kondition („Aufhängeprobe“)
- c) Panzer: Festigkeit, Verfärbungen, Verletzungen
- d) Haut: Häutung, Verletzungen, Auflagerungen, Substanzverluste, Parasiten
- e) Kopf: Augen- und Augenlider, Nase, Schnabel, Mundhöhle und Rachen
- f) Kloake: Schleimhaut, Kotverschmutzungen, Verletzungen
- g) Gliedmaßen: Krallen, Verletzungen, Lähmungen



Waren alle genannten Punkte unauffällig, wurden die Tiere als klinisch gesund eingestuft. Nur solche Tiere wurden in die Untersuchung einbezogen.

Eventuelle Eiablagen wurden mit Datum und Anzahl registriert.

Sporadische Kotuntersuchungen ergaben regelmäßig einen geringgradigen Oxyurenbefall.

Begleitend wurde von allen Tieren der Herpesvirus-Antikörpertiter bestimmt.

### 3.3. Körpergewicht und Carapaxlänge

Die Carapaxlänge im Stockmaß wurde mit einer speziell dafür umgerüsteten Schieblehre mit deutlich verbreiterten Meßbacken, welche es ermöglichen die Tiere vollständig in die Meßeinrichtung zu setzen, bestimmt.

Zur Ermittlung des Körpergewichts diente eine Waage der Fa. TEFAL Meßbereich 1 - 4000g (0 - 2000g d=1g; 2000 - 4000g d=5g).

Aus Körpergewicht und Carapaxlänge wurde jeweils der Jackson-Quotient (JACKSON 1980) errechnet:

$$\text{Jackson-Quotient} = \frac{\text{Körpergewicht in g}}{\text{Carapaxlänge in mm}}$$

### 3.4. Blutentnahmezeitpunkte

In regelmäßigen Zeitabständen, beginnend mit dem Ende der Winterruhe, erfolgten über die Aktivitätsperiode der Schildkröten verteilt 6 Blutentnahmen nach folgendem Zeitplan:

1. Probenentnahme: 27.02.1999 (Ende der Winterruhe, Zimmerterrarium)
2. Probenentnahme: 04.04.1999 (Zimmerterrarium)
3. Probenentnahme: 01.05.1999 (Überführung ins Freiland)
4. Probenentnahme: 26.06.1999 (Freiland)
5. Probenentnahme: 28.08.1999 (Freiland)
6. Probenentnahme: 30.10.1999 (Zimmerterrarium)

In Anbetracht der beträchtlichen Aktivität der Schildkröten im Frühjahr und der damit verbundenen hohen Stoffwechselleistung der Tiere im Anschluß an die Winterruhe, wurden während dieser Zeit die größten physiologischen Veränderungen der untersuchten Parameter erwartet. Im Frühjahr erfolgten deshalb die Blutentnahmen in Monats- später dann in Zweimonatsabständen.

Bei der 1. Blutentnahme am 27.02.1999 wurde den Tieren eine kurze Aufwärmphase (über Nacht) auf 18 - 20 °C in den Winterruhebehältern ermöglicht, um die nachfolgende Blutentnahme zu erleichtern.

Sämtliche Blutentnahmen erfolgten in der Zeit von 9.00 - 15.00 Uhr.

### **3.5. Probengewinnung**

Außer beim ersten Blutentnahmetermin (siehe 3.4.) erfolgte die Blutentnahme an voll aufgewärmten, aktiven Schildkröten.

Bevorzugte Lokalisation für die Venenpunktion war die Vena coccygealis dorsalis. Nur in wenigen Fällen, in denen diese Methode versagte, wurde die Vena jugularis dextra punktiert.

Zur Blutentnahme wurden nicht-heparinisierte 21 Gauge Kanülen mit aufgesetzter 2 ml - Spritze benutzt.

Bei jeder Blutentnahme wurden 1 - 2 ml Vollblut gewonnen.

### **3.6. Probenaufbewahrung und -aufbereitung**

Sofort nach der Blutentnahme wurden je Blutprobe 3 Blutausstriche auf trocken gereinigten Objektträgern angefertigt und das übrige Blut in 2 Lithiumheparinröhrchen gefüllt, welche anschließend für kurze Zeit (max. 1 Stunde) im Kühlschrank bei 5°C gelagert wurden. Das Blut für die biochemischen Untersuchungen wurde jeweils nach der Entnahme von 6 - 8 Proben in einer Kühlzentrifuge bei 0°C abzentrifugiert, abpipettiert und sofort bei -18°C bis zur weiteren Verarbeitung (innerhalb 1 Woche) tiefgefroren. Die Proben für die hämatologische Untersuchung verblieben für die gesamte Zeit bis zur Untersuchung im Praxislabor bei einer Lagertemperatur von ca. 5°C (Kühlschrank oder gekühlte Styroporbox). Von der Blutentnahme bis zur hämatologischen Auswertung der einzelnen Proben vergingen maximal 12 Stunden.

### **3.7. Hämatologische Untersuchungen**

#### **3.7.1. Hämatokrit**

Die Bestimmung des prozentualen Erythrozytenanteils am Gesamtblutvolumen erfolgte mittels Mikrohämatokritmethode:

Ein heparinisiertes Mikrohämatokritröhrchen der Fa. BRAND wurde mit einem Ende in das gut durchmischte, heparinisierte und gekühlte Vollblut getaucht und durch Nutzung der Kapillarkräfte bis zu  $\frac{3}{4}$  seiner Länge gefüllt. Anschließend erfolgte der Verschuß des Röhrchens mit Spezialkitt (Fa. BRAND) und die Zentrifugation in einer Mikrohämatokritzentrifuge (Fa. HETTICH). Die Auswertung wurde mittels Spezialschablone vorgenommen, auf welchen das prozentuale Verhältnis Erythrozytensäule/Plasmavolumen abzulesen war.

Die Ergebnisse wurden als Hämatokrit in % angegeben.

### 3.7.2. Erythrozytenzahl

Die Bestimmung der Erythrozytenzahlen erfolgte in der Neubauerzählkammer nach der Methode von NATT und HERRICK (1952). In eine Erythrozytenmischpipette wurde Blut bis zur Eichmarke 1 und anschließend Natt und Herricks-Lösung bis zur Eichmarke 101 eingefüllt und in eine Rüttelmaschine gelegt. Nach gründlicher Durchmischung der Probe und Verwerfen der ersten Tropfen wurde die Neubauerzählkammer beschickt. Nach einer Sedimentationszeit von wenigstens 1 Minute erfolgte im Doppelansatz bei 400-facher Vergrößerung die Auszählung der Erythrozyten in jeweils 5 Gruppenquadraten mit je 16 Kleinstquadraten.

Aus beiden Ansätzen wurde der Mittelwert ermittelt und mit 5000 multipliziert. Die Angabe der Erythrozytenzahl erfolgte in Anzahl  $\times 10^5/\mu\text{l}$ .

### 3.7.3. Hämoglobin

Der Hämoglobingehalt wurde photometrisch nach der Hämglobincyanid-Methode bestimmt.

Dazu wurden 10  $\mu\text{l}$  Vollblut mit eigens dafür vorgesehenen Pipetten (Ringcaps Fa. HIRSCHMANN) aufgezogen und in die mit Transformationslösung vorgefüllten Küvetten (LKM 143 Fa. Dr.LANGE) überführt und gut durchmischt. Nach einer Transformationszeit von mindestens 3 Minuten wurden in einem Dr.LANGE - Miniphotometer bei einer Meßwellenlänge von 546 nm jeweils 3 Messungen ausgeführt und anschließend der Mittelwert ermittelt.

Die Ergebnisse konnten direkt als Hämoglobingehalt in g/dl abgelesen werden.

### 3.7.4. Erythrozytenindizes

Die Erythrozytenindizes wurden rechnerisch mit Hilfe der dafür gebräuchlichen Formeln (KRAFT und DÜRR 1997) ermittelt:

#### a) Mean corpuscular hemoglobin concentration (MCHC)

$$\text{MCHC} = \frac{\text{HGB} \times 100}{\text{HCT}} \quad (\text{Einheit g/dl})$$

#### b) Mean corpuscular hemoglobin (MCH)

$$\text{MCH} = \frac{\text{HGB (g/dl)} \times 10}{\text{Erythrozytenzahl (10}^{12}/\text{l)}} \quad (\text{Einheit pg})$$

#### c) Mean corpuscular volume (MCV)

$$\text{MCV} = \frac{\text{HCT} \times 10}{\text{Erythrozytenzahl (10}^{12}/\text{l)}} \quad (\text{Einheit fl})$$

### 3.7.5. Leukozytenzahl

Die Leukozytenzahl wurde im selben Ansatz wie die Erythrozytenzahl (3.7.3.) ermittelt. Im Doppelansatz wurden in 4 großen Eckquadraten mit je 16 Kleinquadraten bei 400-facher Vergrößerung die Leukozyten ausgezählt, anschließend der Mittelwert bestimmt und mit 250 multipliziert. Die Angabe der Leukozytenzahl erfolgte in Anzahl  $\times 10^3/\mu\text{l}$ .

### **3.7.6. Thrombozytenzahl**

Die Zählung der Thrombozyten erfolgte parallel zur Leukozytenzählung in der Neubauerzählkammer in analoger Weise wie die Leukozytenzählung und anschließender Berechnung (siehe 3.7.5.).

Eine mögliche, schwer kalkulierbare Fehlerquelle, welche bei der Bewertung der Ergebnisse der Thrombozytenzählung zu beachten ist, ist die Aggregationsneigung dieser Zellen.

Die Angabe der Thrombozytenzahl erfolgte in Anzahl  $\times 10^3/\mu\text{l}$ .

### **3.7.7. Differentialblutbild**

Die sofort nach der Blutentnahme angefertigten (siehe 3.6.) Blutausstriche wurden bei Raumtemperatur luftgetrocknet und in entsprechenden Kästen verpackt ins Labor verbracht. Jeweils 2 Ausstriche pro Blutprobe wurden nach Pappenheim angefärbt.

1 Ausstrich verblieb als Reserve. Nach erneuter Lufttrocknung wurden die gefärbten Ausstriche mit Eukitt® eingedeckelt. Anschließend wurden mit Ölimersion und 1000-facher Vergrößerung 100 Leukozyten ausgezählt und nach ihrer Art differenziert.

Die Angabe der Ergebnisse erfolgte in % der Gesamtleukozytenzahl.

## **3.8. Blutbiochemische Untersuchungen**

Die Bestimmung der blutbiochemischen Parameter erfolgte mit dem auf Trockenchemiebasis arbeitenden Blutanalysegerät VetTest 8008 der Fa. IDEXX.

Die tiefgefrorenen Plasmaproben wurden vor der Analyse bei Raumtemperatur aufgetaut und erneut zentrifugiert. Die benötigte Plasmamenge (10  $\mu\text{l}$  / Parameter + ca. 50  $\mu\text{l}$  Pipettenrest) wird vom Gerät selbst über eine entsprechende Pipette aufgezogen, anschließend auf die einzelnen Testplättchen (Kodak VetTest) verbracht und bei 37°C inkubiert. Die Messung erfolgt reflektionspektroskopisch. Lediglich die

Globulinkonzentration wird aus den Meßwerten von Gesamtprotein und Albumin vom Gerät errechnet.

Ermittelt wurden folgende Parameter: Kalzium (Ca), Phosphor (PHOS), Harnstoff (BUN), Harnsäure (URIC), Alaninaminotransferase (ALT), Aspartataminotransferase (AST), Lactatdehydrogenase (LDH), Creatinkinase (CK), Gesamtprotein (TP), Albumin (ALB), Globulin (GLOB), Glukose (GLU), Cholesterin (CHOL), Triglyceride (TRIG).

Auf die Erfahrungen von DONHAUSER 1997 aufbauend, wurden die Plasmaproben für die Bestimmung der Parameter Ca, LDH, CK, TRIG 1:2 mit physiologischer Kochsalzlösung verdünnt.

Für alle anderen Messungen wurden unverdünnte Plasmaproben verwendet.

Natrium (Na)-, Chlorid (Cl)- und Kalium (K)-Konzentration wurden mit dem VetLyte Elektrolyt-Analysator der Fa. IDEXX gemessen. Verwendet wurde dasselbe Probenmaterial wie beim VetTest 8008. Auch der VetLyte Elektrolyte-Analysator entnimmt automatisch das benötigte Plasmavolumen von 95 µl mittels Spezialpipette selbst aus dem Probengefäß. Die Elektrolytkonzentrationen werden mit Hilfe ionenselektiver Durchflußelektroden bestimmt. Das VetLyte arbeitet bei Raumtemperatur.

Die Angabe aller Meßwerte erfolgte grundsätzlich in SI-Einheiten.

Das Albumin-Globulin-Verhältnis sowie das Kalzium-Phosphor-Verhältnis wurde aus den entsprechenden Meßwerten errechnet.

### **3.9. Statistische Methoden**

Die statistische Aufarbeitung des Datenmaterials erfolgte mit Hilfe des SAS – Programmpakets. Zur tabellarischen Auflistung der Meßwerte und zur Erstellung der Graphiken wurde Microsoft Excel verwendet.

Für alle Einzelergebnisse wurden jeweils für die Gesamtheit der Proben je Parameter, getrennt nach Arten, Geschlecht und Blutentnahmezeitpunkt der arithmetische

Mittelwert ( $\bar{x}$ ), die Standardabweichung ( $s$ ) und der Standard Error of the Mean (SEM) berechnet, so wie der Schwankungsbereich (Maximum, Minimum) angegeben.

Meßwerte der Alaninaminotransferase, die auf Grund des Meßbereichs des VetTest 8008 mit einem < Zeichen versehen sind, wurden für die Berechnungen auf halbe Nachweisgrenze gesetzt.

Mit dem Student'schen t-Test für unabhängige Stichproben wurden die Unterschiede zwischen den Mittelwerten auf statistische Signifikanz überprüft, wenn nur 2 Gruppen (Geschlechter) miteinander verglichen wurden.

Sollten die Unterschiede der Mittelwerte in mehr als 2 Gruppen (Tierarten, Blutentnahmezeitpunkte) auf statistische Signifikanz überprüft werden, so wurde der LSMEAN – Test zur Varianzanalyse herangezogen.

Für alle Fragestellungen wurde der Wert für die Irrtumswahrscheinlichkeit  $p$  bestimmt. Werte von  $p > 0,05$  gelten als nicht signifikant, von  $p \leq 0,05$  als signifikant, von  $p \leq 0,01$  als hoch signifikant und von  $p \leq 0,001$  als höchst signifikant.

Sämtliche Einzelmeßwerte, die daraus errechneten Quotienten, sowie die errechneten Werte für die Irrtumswahrscheinlichkeit  $p$  sind im Anhang aufgeführt.

### **3.10. Herpesvirus-Antikörperbestimmung**

Die Untersuchung der Serumproben auf Antikörper gegen Schildkrötenherpesviren wurde dankenswerterweise von Frau Dr. S.Blahak am Staatlichen Veterinäruntersuchungsamt in Detmold durchgeführt. Die Untersuchung erfolgte mittels Virusneutralisationstest. Verwendet wurden die Herpesvirusstämme 17, 770, 1432 und 2245.



## IV. Ergebnisse

### 4.1. Körpergewicht und Carapaxlänge

Von allen untersuchten Tieren wurde an jedem Probenentnahmezeitpunkt das Körpergewicht und die Carapaxlänge gemessen sowie der Jackson-Quotient berechnet. Maxima und Minima dieser Werte sind, nach Spezies und Geschlecht getrennt, in folgender Tabelle aufgeführt.

Sämtliche Einzelmeßwerte sind im Anhang aufgelistet.

Spezies	Anzahl/Geschlecht	Gewicht g	Carapaxlänge mm	Jackson-Quotient
Testudo graeca	3 männlich	483 – 2805	133 – 247	3,63 – 11,36
	7 weiblich	882 – 2345	163 - 221	5,41 – 10,61
Testudo hermanni	7 männlich	229 – 857	117 – 159	1,96 – 5,49
	12 weiblich	513 – 2270	144 - 227	3,35 – 10,44
Testudo marginata	3 männlich	1140 – 2060	213 – 254	5,35 – 8,21
	2 weiblich	1889 – 2925	243 - 269	7,77 – 10,91

**Tabelle 4.1:** Körpergewicht (g), Carapaxlänge (mm) und Jackson-Quotient

### 4.2. Hämatologische Untersuchungen

Aus 204 Blutproben von 34 europäischen Landschildkröten (3 Arten; 13 männlich, 21 weiblich) an 6 Blutentnahmeterminen wurde der Hämatokrit, die Erythrozytenzahl, die Hämoglobinkonzentration, die Leukozytenzahl, der prozentuale Anteil der Heterophilen, der Eosinophilen, der Basophilen, der Lymphozyten und der Monozyten sowie die Thrombozytenzahl bestimmt und die Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV) berechnet. Es wird eine Unterteilung der Ergebnisse nach Tierart, Geschlecht und Blutentnahmezeitpunkt vorgenommen.

### 4.2.1. Hämatokrit (HCT)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	21,3	5,3	0,4	10,0 – 43,0
Testudo graeca	60	20,4	4,8	0,6	10,0 – 34,0
Testudo hermanni	114	22,2	5,5	0,5	13,0 – 43,0
Testudo marginata	30	20,0	5,2	1,0	12,0 – 31,0

**Tabelle 4.2:** Tierartliche Abhängigkeiten des Hämatokrits (%)

Wie in Tabelle 4.2 dargestellt, haben Griechische Landschildkröten einen höheren Hämatokrit als Maurische Landschildkröten und Breitrandchildkröten. Dieser Unterschied ist statistisch signifikant ( $p = 0,0353$ ,  $p = 0,0405$ ). Zwischen Maurischen Landschildkröten und Breitrandchildkröten besteht kein signifikanter Artunterschied.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	23,3	6,1	0,7	12,0 – 43,0
Weiblich	126	20,2	4,4	0,4	10,0 – 32,0

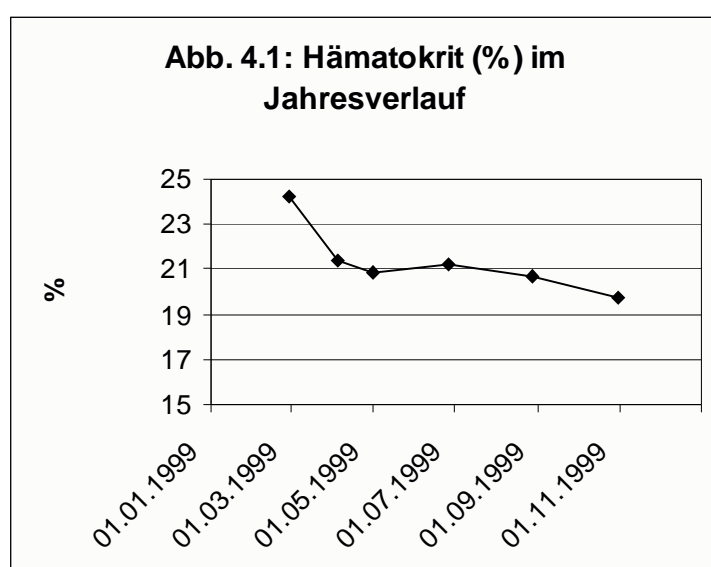
**Tabelle 4.3:** Geschlechtsunterschiede des Hämatokrits (%)

Männliche Tiere haben einen deutlich höheren Hämatokrit als weibliche. Dieser Geschlechtsunterschied ist statistisch höchst signifikant ( $p = 0,0001$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	24,2	6,2	1,1	16,0 – 43,0
04.04.1999	34	21,4	4,5	0,8	13,0 – 29,0
01.05.1999	34	20,9	4,5	0,8	12,0 – 30,0
26.06.1999	34	21,2	5,7	1,0	13,0 – 39,0
28.08.1999	34	20,7	5,2	0,9	10,0 – 32,0
30.10.1999	34	19,7	5,2	0,9	12,0 – 31,0

**Tabelle 4.4:** Abhängigkeit des Hämatokrits (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Bei der Überprüfung der Hämatokritwerte auf jahreszeitliche Variation ergibt sich ein deutlicher Abfall der Werte von der 1. zur 2. Entnahme sowie ein weiterer, allmählicher Rückgang des Hämatokrits während des gesamten Jahres. Lediglich beim Vergleich von Entnahme 3 und 4 ist ein geringfügiger Anstieg zu verzeichnen. Statistisch signifikant ist der Unterschied zwischen Entnahme 1 und allen übrigen Blutentnahmetermeninen. Die geringen Unterschiede zwischen den Entnahmen 2 - 6 sind statistisch als zufällig zu betrachten.



#### 4.2.2. Erythrozytenzahl (RBC)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	5,0	1,4	0,1	2,2 – 9,0
Testudo graeca	60	5,0	1,5	0,2	2,2 – 8,9
Testudo hermanni	114	5,0	1,2	0,1	2,8 – 9,0
Testudo marginata	30	5,1	1,7	0,3	2,9 – 8,9

**Tabelle 4.5:** Tierartliche Abhängigkeiten der Erythrozytenzahl ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ )

Die Erythrozytenzahl ist bei allen 3 untersuchten Arten nahezu gleich.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	5,6	1,5	0,2	2,5 – 9,0
Weiblich	126	4,7	1,2	0,1	2,2 – 8,5

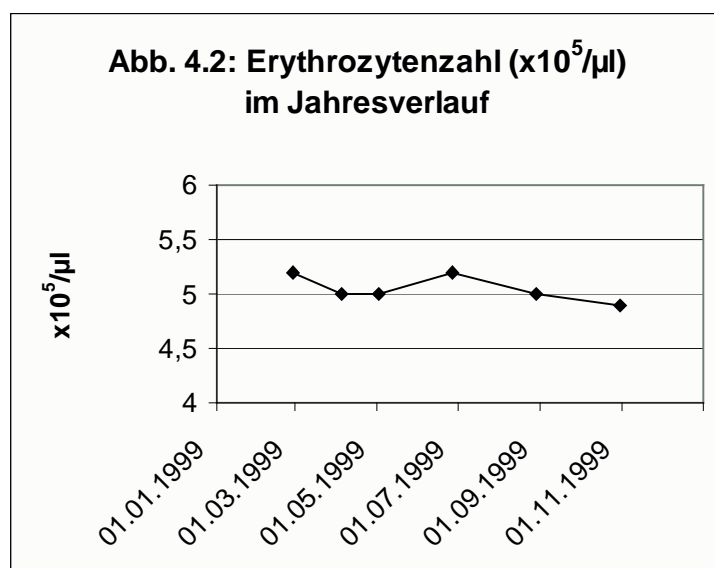
**Tabelle 4.6:** Geschlechtsunterschiede der Erythrozytenzahl ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ )

Der in Tabelle 4.6 dargestellte Geschlechtsunterschied der Erythrozytenzahl ist statistisch höchst signifikant ( $p = 0,0001$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	5,2	1,5	0,3	2,8 – 8,9
04.04.1999	34	5,0	1,1	0,2	3,1 – 7,2
01.05.1999	34	5,0	1,1	0,2	3,0 – 7,2
26.06.1999	34	5,2	1,8	0,3	2,2 – 9,0
28.08.1999	34	5,0	1,3	0,2	2,7 – 8,6
30.10.1999	34	4,9	1,4	0,2	3,2 – 8,9

**Tabelle 4.7** Abhängigkeit der Erythrozytenzahl ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ ) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die Erythrozytenzahl ist im Jahresverlauf nur geringen Schwankungen unterworfen. Maximalwerte werden Ende Februar und Ende Juni gemessen, ein Minimum Ende Oktober. Statistisch sind diese Unterschiede jedoch nicht signifikant.



### 4.2.3. Hämoglobin (HGB)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	6,0	1,6	0,1	2,6 – 12,0
Testudo graeca	60	5,6	1,4	0,2	2,6 – 9,3
Testudo hermanni	114	6,3	1,6	0,1	3,6 – 12,0
Testudo marginata	30	5,5	1,6	0,3	3,1 – 9,4

**Tabelle 4.8:** Tierartliche Abhängigkeiten der Hämoglobinkonzentration (g/dl)

Wie beim Hämatokrit, bestehen auch bei der Hämoglobinkonzentration deutliche tierartliche Abhängigkeiten. So haben Griechische Landschildkröten eine höhere Hämoglobinkonzentration als Maurische Landschildkröten und Breitrandlandschildkröten. Diese Unterschiede sind statistisch hoch signifikant ( $p = 0,0048$ ,  $p = 0,009$ ). Dagegen unterscheiden sich die mittleren Hämoglobinwerte von Maurischen Landschildkröten und Breitrandlandschildkröten nur wenig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	6,6	1,9	0,2	3,1 – 12,0
Weiblich	126	5,6	1,2	0,1	2,6 – 8,9

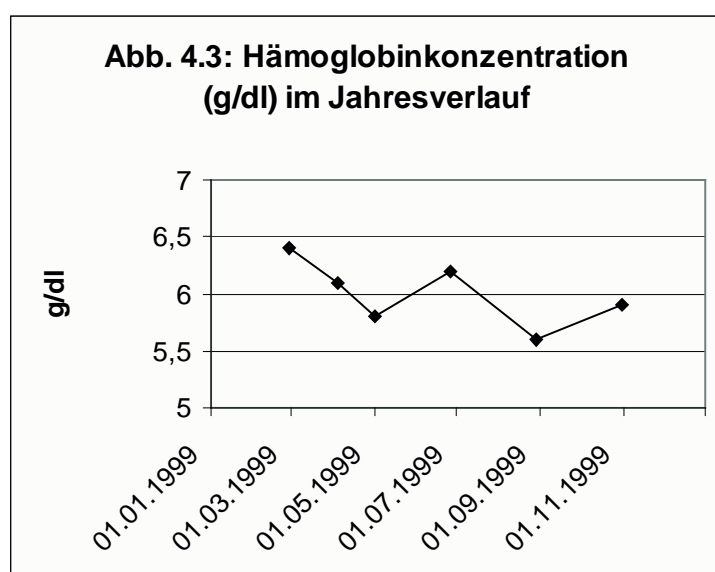
**Tabelle 4.9:** Geschlechtsunterschiede der Hämoglobinkonzentration (g/dl)

Wie auch Hämatokrit und Erythrozytenzahl so ist auch die Hämoglobinkonzentration bei männlichen Landschildkröten deutlich größer als bei weiblichen ( $p = 0,0001$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	6,4	1,6	0,3	3,8 – 11,4
04.04.1999	34	6,1	1,2	0,2	3,9 – 8,7
01.05.1999	34	5,8	1,3	0,2	3,1 – 8,8
26.06.1999	34	6,2	1,7	0,3	3,4 – 10,3
28.08.1999	34	5,6	1,6	0,3	2,6 – 8,9
30.10.1999	34	5,9	2,0	0,3	3,1 – 12,0

**Tabelle 4.10:** Abhängigkeit der Hämoglobinkonzentration (g/dl) vom Blutentnahmezeitpunkt

Der jahreszeitliche Verlauf der Hämoglobinkonzentration ist ungleichmäßig. Einem Maximum nach der Winterruhe folgt ein deutlicher Abfall bis Anfang Mai. Nach einem Anstieg bis Ende Juni kann ein erneutes Minimum Ende August und ein darauffolgender Anstieg bis Ende Oktober beobachtet werden. Signifikante Unterschiede wurden nur beim Vergleich von Zeitpunkt 1 und 5 ermittelt.



#### 4.2.4. Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV)

##### 4.2.4.1. Mean corpuscular hemoglobin concentration (MCHC)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	28,2	3,7	0,3	18,4 – 48,1
Testudo graeca	60	27,6	2,6	0,3	19,0 – 35,2
Testudo hermanni	114	28,8	4,3	0,4	18,4 – 48,1
Testudo marginata	30	27,4	2,4	0,4	21,1 – 31,3

**Tabelle 4.11:** Tierartliche Abhängigkeiten der MCHC (g/dl)

Die mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten zeigt nur eine geringe tierartliche Variation. Ein signifikanter Unterschied ( $p = 0,0411$ ) konnte lediglich beim Vergleich von Griechischen und Maurischen Landschildkröten verzeichnet werden. Der Vergleich von Griechischen und Maurischen Landschildkröten mit den Breitlandschildkröten ergab dagegen keine signifikanten Unterschiede.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	28,5	4,2	0,5	19,0 – 48,1
Weiblich	126	28,0	3,4	0,3	18,4 – 44,4

**Tabelle 4.12:** Geschlechtsunterschiede der MCHC (g/dl)

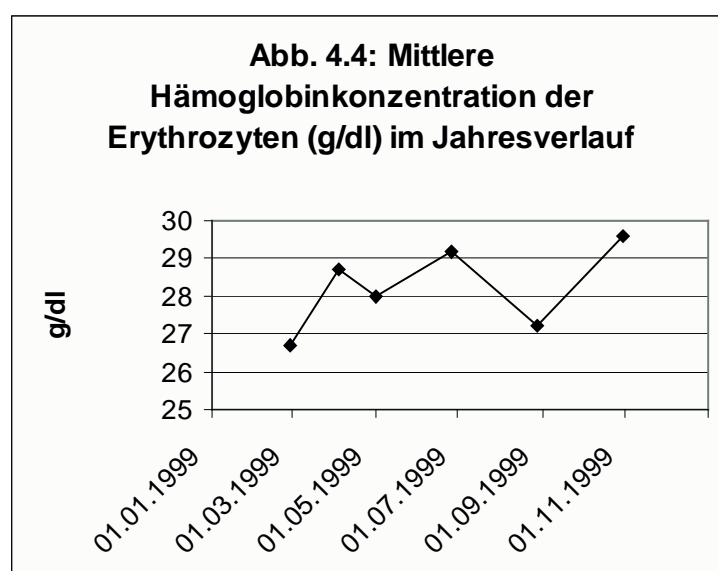
Auch im Geschlechtervergleich ist die MCHC nahezu gleich.



Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	26,7	3,7	0,6	21,1 – 41,1
04.04.1999	34	28,7	3,9	0,7	23,5 – 48,1
01.05.1999	34	28,0	2,2	0,4	23,1 – 35,2
26.06.1999	34	29,2	3,5	0,6	23,3 – 44,4
28.08.1999	34	27,2	3,5	0,6	18,4 – 33,3
30.10.1999	34	29,6	4,2	0,7	23,8 – 44,4

**Tabelle 4.13:** Abhängigkeit der MCHC (g/dl) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Jahresverlauf werden Minimalwerte der MCHC direkt nach der Winterruhe sowie am Ende des Sommers, mittlere Werte im Frühjahr und Sommer sowie Maximalwerte im Herbst gemessen. Signifikante Unterschiede bestehen zwischen folgenden Entnahmetermen: Entnahme 1 zu 2, 4 und 6, Entnahme 4 zu 5 und Entnahme 5 zu 6.



#### 4.2.4.2. Mean corpuscular hemoglobin (MCH)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	121,6	23,9	1,7	52,0 – 222,2
Testudo graeca	60	115,6	23,0	3,0	70,5 – 200,0
Testudo hermanni	114	127,8	23,8	2,2	70,6 – 222,2
Testudo marginata	30	109,9	18,8	3,4	52,0 – 142,9

**Tabelle 4.14:** Tierartliche Abhängigkeiten des MCH (pg)

Der mittlere Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten zeigt deutliche tierartliche Unterschiede. So ist der Hämoglobingehalt der Erythrozyten bei Griechischen Landschildkröten höchst signifikant höher als bei Maurischen Landschildkröten und Breitrandchildkröten ( $p = 0,001$ ;  $p = 0,0002$ ). Zwischen Maurischen und Breitrandchildkröten ist dagegen kein signifikanter Unterschied zu ermitteln.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Männlich	78	120,6	23,9	2,7	52,0 – 222,2
Weiblich	126	122,1	24,0	2,1	70,5 – 200,0

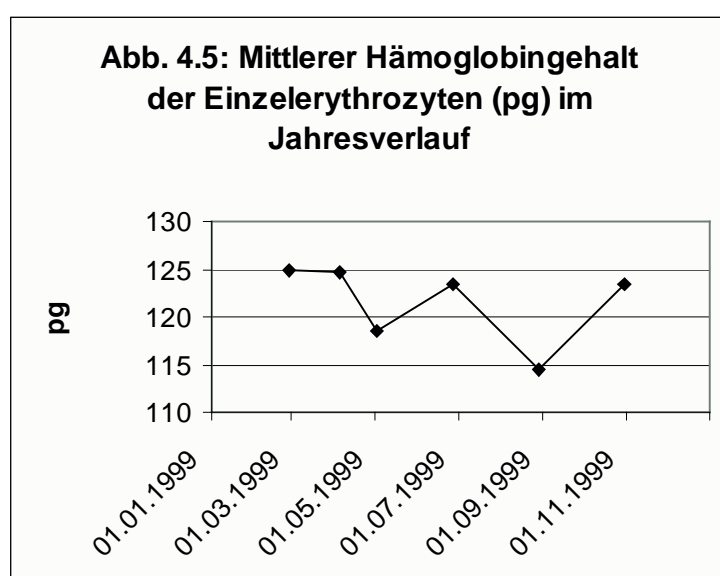
**Tabelle 4.15:** Geschlechtsunterschiede des MCH (pg)

Der geringe Unterschied des MCH bei männlichen und weiblichen Schildkröten läßt keine statistische Signifikanz erkennen.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	124,8	18,5	3,2	95,0 – 177,0
04.04.1999	34	124,6	18,1	3,1	88,1 – 163,6
01.05.1999	34	118,5	20,5	3,5	83,1 – 157,9
26.06.1999	34	123,5	28,3	4,9	52,0 – 200,0
28.08.1999	34	114,4	21,6	3,7	70,6 – 162,7
30.10.1999	34	123,5	32,8	5,6	70,5 – 222,2

**Tabelle 4.16:** Abhängigkeit des MCH (pg) vom Blutentnahmezeitpunkt

Bei der Betrachtung des unregelmäßigen Jahresverlaufs des MCH lassen sich keine signifikanten Unterschiede feststellen. Lediglich der Vergleich der Maximal- (Entnahme 1 und 2) und Minimalwerte (Entnahme 5) scheint auf eine gewisse Tendenz hinzuweisen, wonach am Ende des Sommers der MCH sein Minimum erreicht, um anschließend bis zum Herbst wieder auf das im Frühjahr innegehabte Niveau anzusteigen.



#### 4.2.4.3. Mean corpuscular volume (MCV)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Gesamtpopulation	204	432,4	74,2	5,2	173,4 – 727,3
Testudo graeca	60	420,4	80,3	10,4	266,7 – 727,3
Testudo hermanni	114	446,3	67,4	6,3	260,9 – 591,5
Testudo marginata	30	403,6	75,9	13,9	173,4 – 550,7

**Tabelle 4.17:** Tierartliche Abhängigkeiten des MCV (fl)

Deutliche tierartliche Unterschiede des mittleren Zellvolumens der Erythrozyten sind in Tabelle 4.17 dargestellt. Das Erythrozytenvolumen Griechischer Landschildkröten ist signifikant größer als das Maurischer Landschildkröten ( $p = 0,0261$ ) und hoch signifikant größer als das von Breitrandsschildkröten ( $p = 0,0046$ ). Maurische und Breitrandsschildkröten unterscheiden sich im MCV dagegen nur wenig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Männlich	78	426,7	79,1	9,0	173,4 – 606,1
Weiblich	126	436,0	71,0	6,3	266,7 – 727,3

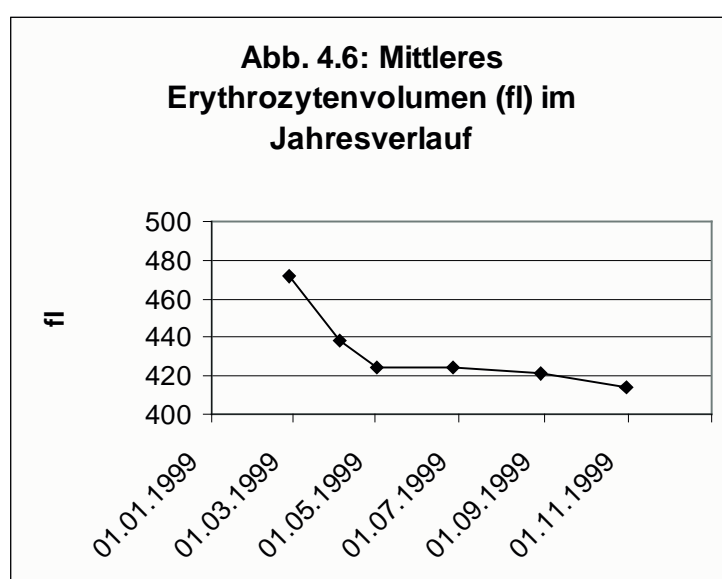
**Tabelle 4.18:** Geschlechtsunterschiede des MCV (fl)

Der in Tabelle 4.18 dargestellte scheinbare Geschlechtsunterschied im MCV ist statistisch als zufällig zu betrachten ( $p = 0,3984$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	471,8	63,1	10,8	260,9 – 574,5
04.04.1999	34	438,3	72,3	12,4	271,2 – 606,1
01.05.1999	34	424,7	75,6	13,0	288,1 – 591,5
26.06.1999	34	424,3	91,1	15,6	173,4 – 727,3
28.08.1999	34	421,4	59,1	10,1	314,0 – 586,7
30.10.1999	34	414,0	69,8	12,0	266,7 – 527,8

**Tabelle 4.19:** Abhängigkeit des MCV (fl) vom Blutentnahmezeitpunkt

Tabelle 4.19 und Abbildung 4.6 lassen einen kontinuierlichen Abfall des mittleren Erythrozytenvolumens im Jahresverlauf erkennen. Hoch signifikant waren die Unterschiede des MCV beim Vergleich folgender Probenentnahmetermine: Entnahme 1 zu Entnahme 3, 4, 5 und 6. Zwischen allen übrigen Terminen wurden keine signifikanten Unterschiede nachgewiesen, woraus sich ergibt, daß das MCV von einem hohen Niveau direkt nach der Winterruhe schnell auf ein gleichbleibend, niedrigeres Niveau während der Aktivitätsphase abfällt.



#### 4.2.5. Leukozytenzahl (WBC)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	6,6	3,6	0,3	1,1 – 18,5
Testudo graeca	60	8,3	3,9	0,5	2,0 – 18,5
Testudo hermanni	114	5,9	3,4	0,3	1,1 – 17,8
Testudo marginata	30	6,0	2,6	0,5	2,5 – 12,0

**Tabelle 4.20:** Tierartliche Abhängigkeiten der Leukozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

In der vorliegenden Untersuchung konnten bei Maurischen Landschildkröten höchst signifikant größere Leukozytenzahlen als bei Griechischen Landschildkröten ( $p = 0,0001$ ) und hoch signifikant größere Leukozytenzahlen als bei Breitrandschildkröten ( $p = 0,0034$ ) gezählt werden. Bei Griechischen Landschildkröten und Breitrandschildkröten waren die Leukozytenzahlen nahezu gleich.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	7,3	4,1	0,5	1,5 – 18,5
Weiblich	126	6,2	3,2	0,3	1,1 – 17,8

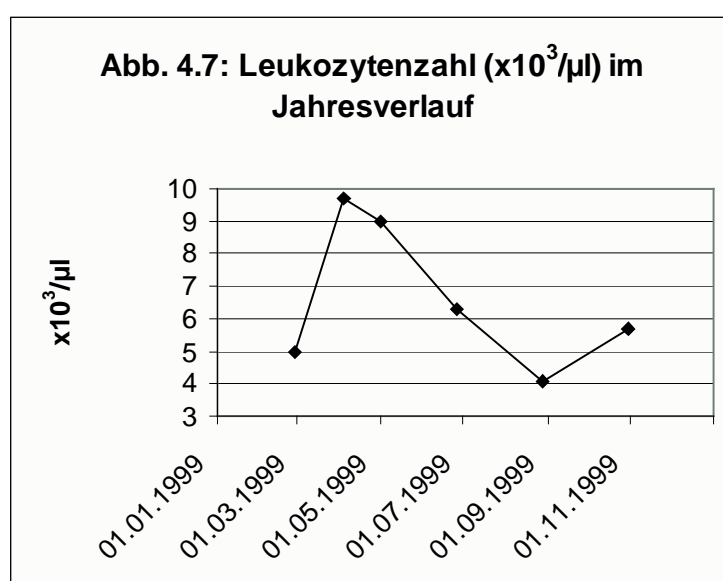
**Tabelle 4.21:** Geschlechtsunterschiede Leukozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

Die in Tabelle 4.21 aufgezeigte, höhere Leukozytenzahl männlicher Landschildkröten ist statistisch signifikant ( $p = 0,0421$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	5,0	3,1	0,5	1,4 – 18,0
04.04.1999	34	9,7	3,6	0,6	4,3 – 17,8
01.05.1999	34	9,0	3,8	0,7	3,0 – 18,5
26.06.1999	34	6,3	2,8	0,5	2,0 – 14,3
28.08.1999	34	4,1	2,2	0,4	1,1 – 9,1
30.10.1999	34	5,7	2,0	0,3	2,0 – 10,8

**Tabelle 4.22:** Abhängigkeit Leukozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ ) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Jahresverlauf ist ein massiver Anstieg der Leukozytenzahl im Frühjahr, direkt nach der Winterruhe zu verzeichnen. In der vorliegenden Untersuchung wurde ein Maximum Anfang April erreicht. Bis zum Ende des Sommers fällt die Zahl der weißen Blutzellen dann kontinuierlich bis unterhalb des Nachwinterruheniveaus ab, um bis zum Herbst wieder etwas anzusteigen. Teilweise höchst signifikante Unterschiede wurden zwischen folgenden Entnahmetermeninen errechnet: Entnahme 2 und 3 zu Entnahme 1, 4, 5 und 6, Entnahme 4 und 5 zu Entnahme 6 sowie Entnahme 5 zu Entnahme 4.



#### 4.2.6. Thrombozytenzahl (PLT)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	4,7	3,1	0,2	0,3 – 16,3
Testudo graeca	60	6,1	3,5	0,5	1,8 – 16,3
Testudo hermanni	114	3,8	2,6	0,2	0,3 – 13,5
Testudo marginata	30	5,1	3,1	0,6	1,8 – 14,0

**Tabelle 4.23:** Tierartliche Abhängigkeiten der Thrombozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

Griechische Landschildkröten besitzen signifikant weniger Thrombozyten als Maurische und Breitrandsschildkröten ( $p = 0,0001$ ;  $p = 0,0398$ ). Der in Tabelle 4.23 aufgezeigte Unterschied der Thrombozytenzahl bei Maurischen und Breitrandsschildkröten ist dagegen statistisch nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	5,3	3,3	0,4	0,9 – 15,3
Weiblich	126	4,3	3,0	0,3	0,3 – 16,3

**Tabelle 4.24:** Geschlechtsunterschiede der Thrombozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

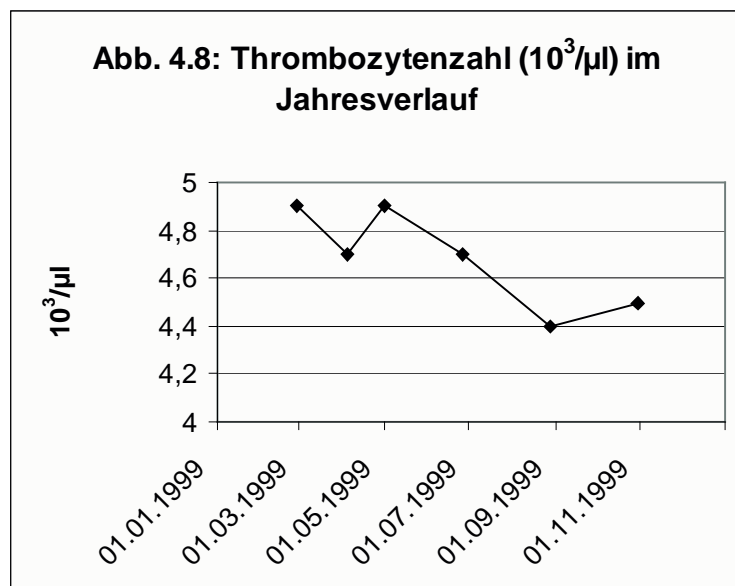
Der in Tabelle 4.24 aufgezeigte Geschlechtsunterschied der Thrombozytenzahl ist statistisch signifikant ( $p = 0,0211$ ).



Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	4,9	2,5	0,4	1,5 – 13,5
04.04.1999	34	4,7	3,8	0,6	0,3 – 15,3
01.05.1999	34	4,9	3,5	0,6	0,8 – 15,0
26.06.1999	34	4,7	3,1	0,5	1,0 – 16,3
28.08.1999	34	4,4	2,6	0,4	1,1 – 11,5
30.10.1999	34	4,5	3,2	0,6	0,5 – 14,0

**Tabelle 4.25:** Abhängigkeit der Thrombozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ ) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die in Tabelle 4.25 und Abb.4.8 aufgezeigten, geringen Abweichungen der Thrombozytenzahl im Verlauf des Jahres sind statistisch nicht signifikant.



#### 4.2.7. Differentialblutbild

##### 4.2.7.1. Heterophile Granulozyten

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	24,5	13,4	0,9	4,0 – 83,0
Testudo graeca	60	22,7	15,4	2,0	4,0 – 70,0
Testudo hermanni	114	23,9	12,9	1,2	5,0 – 83,0
Testudo marginata	30	30,6	9,2	1,7	15,0 – 49,0

**Tabelle 4.26:** Tierartliche Abhängigkeiten der Heterophilenzahl (%)

Im Artvergleich sind die prozentualen Heterophilenzahlen von Breitrandschildkröten signifikant höher als bei Griechischen Landschildkröten ( $p = 0,0143$ ) und hoch signifikant höher als bei Maurischen Landschildkröten ( $p = 0,0075$ ). Die prozentuale Heterophilenzahl von Griechischen und Maurischen Landschildkröten unterscheidet sich dagegen nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	24,0	12,5	1,4	4,0 – 67,0
Weiblich	126	24,9	14,0	1,2	5,0 – 83,0

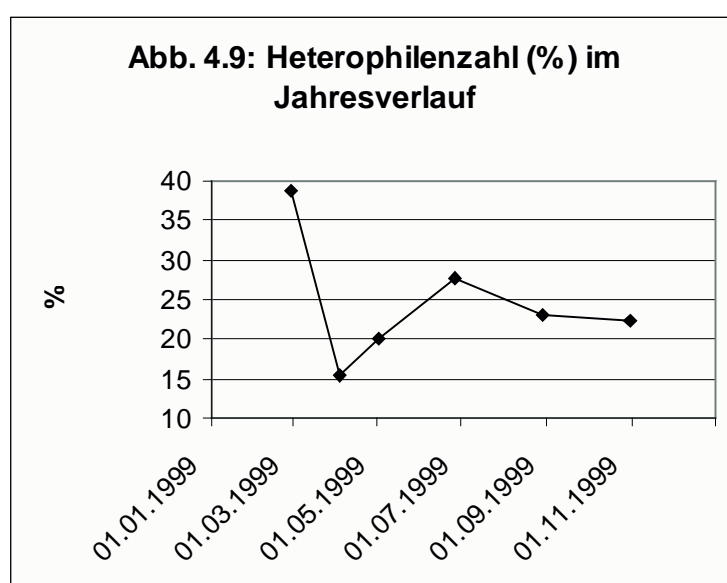
**Tabelle 4.27:** Geschlechtsunterschiede der Heterophilenzahl (%)

Beim Vergleich der prozentualen Heterophilenzahl männlicher und weiblicher Landschildkröten können keine signifikanten Unterschiede berechnet werden.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	38,7	19,9	3,4	7,0 – 83,0
04.04.1999	34	15,4	7,1	1,2	5,0 – 37,0
01.05.1999	34	20,1	8,8	1,5	4,0 – 36,0
26.06.1999	34	27,6	8,6	1,5	14,0 – 43,0
28.08.1999	34	23,1	8,8	1,5	7,0 – 39,0
30.10.1999	34	22,3	10,1	1,7	5,0 – 49,0

**Tabelle 4.28:** Abhängigkeit der Heterophilenzahl (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die prozentuale Heterophilenzahl zeigt einen stark saisonalen Verlauf. Maximalwerten direkt im Anschluß an die Winterruhe folgt ein drastischer Rückgang bis Anfang April. Bis Ende Juni steigt die prozentuale Heterophilenzahl dann wieder deutlich an. Bis zum Herbst wird dann ein leichter Abfall der Werte beobachtet. Signifikante Unterschiede wurden beim Vergleich folgender Probenentnahmetermine berechnet: Entnahme 1 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 zu Entnahme 4, 5 und 6 sowie Entnahme 3 zu Entnahme 4.



#### 4.2.7.2. Eosinophile Granulozyten

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	11,4	9,4	0,7	0,0 – 47,0
Testudo graeca	60	7,5	6,8	0,9	0,0 – 31,0
Testudo hermanni	114	13,2	10,6	1,0	0,0 – 47,0
Testudo marginata	30	12,2	6,4	1,2	3,0 – 27,0

**Tabelle 4.29:** Tierartliche Abhängigkeiten der Eosinophilenzahl (%)

Im Artvergleich zeigen Maurische Landschildkröten erheblich niedrigere prozentuale Eosinophilenzahlen als Griechische und Breitrandlandschildkröten ( $p = 0,0001$ ;  $p = 0,0229$ ). Die Unterschiede der prozentualen Eosinophilenzahl beim Vergleich von Griechischen Landschildkröten und Breitrandlandschildkröten sind nur gering.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	13,2	9,9	1,1	0,0 – 47,0
Weiblich	126	10,2	8,9	0,8	0,0 – 40,0

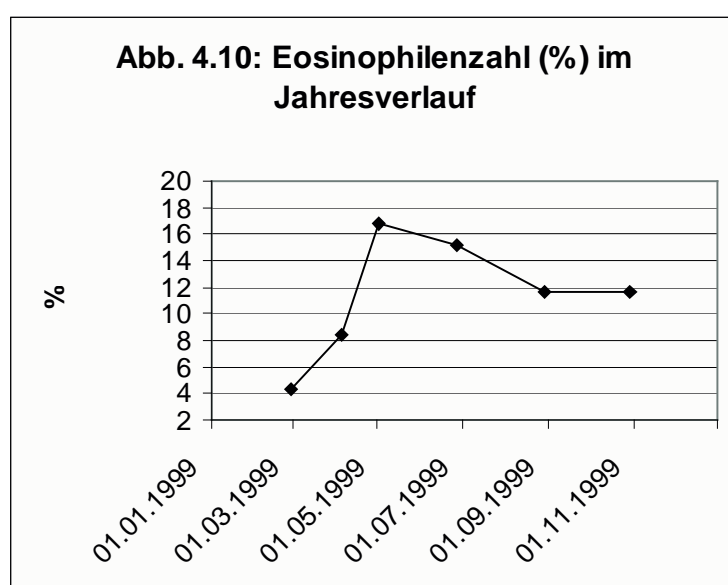
**Tabelle 4.30:** Geschlechtsunterschiede der Eosinophilenzahl (%)

Der Geschlechtervergleich ergibt signifikant höhere prozentuale Eosinophilenzahlen bei männlichen europäischen Landschildkröten ( $p = 0,0288$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	4,4	4,3	0,7	0,0 – 16,0
04.04.1999	34	8,5	7,5	1,3	0,0 – 38,0
01.05.1999	34	16,8	11,7	2,0	0,0 – 47,0
26.06.1999	34	15,2	9,5	1,6	0,0 – 38,0
28.08.1999	34	11,7	8,3	1,4	0,0 – 31,0
30.10.1999	34	11,6	8,3	1,4	0,0 – 30,0

**Tabelle 4.31:** Abhängigkeit der Eosinophilenzahl (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Wie auch die prozentuale Heterophilenzahl so ist auch die Zahl Eosinophilen starken saisonalen Schwankungen unterworfen. Einem absoluten Minimum nach der Winterruhe folgt ein schneller Anstieg auf ein Jahresmaximum Anfang Mai. Bis Ende August sinkt die prozentuale Eosinophilenzahl allmählich wieder ab, um dann bis Ende Oktober nahezu konstant zu bleiben. Signifikante Unterschiede bestehen beim Vergleich folgender Entnahmetermine: Entnahme 1 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 zu Entnahme 3 und 4, Entnahme 3 zu Entnahme 5 und 6.



### 4.2.7.3. Basophile Granulozyten

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	2,6	2,6	0,2	0,0 – 16,0
Testudo graeca	60	2,1	2,1	0,3	0,0 – 10,0
Testudo hermanni	114	2,2	2,1	0,2	0,0 – 12,0
Testudo marginata	30	5,0	3,8	0,7	0,0 – 16,0

**Tabelle 4.32:** Tierartliche Abhängigkeiten der Basophilenzahl (%)

Breitlandschildkröten haben prozentual höchst signifikant mehr basophile Granulozyten als die beiden anderen untersuchten Arten ( $p = 0,0001$ ). Maurische und Breitlandschildkröten unterscheiden sich hingegen kaum im prozentualen Anteil der Blutbasophilen.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	3,5	3,3	0,4	0,0 – 16,0
Weiblich	126	2,1	1,9	0,2	0,0 – 8,0

**Tabelle 4.33:** Geschlechtsunterschiede der Basophilenzahl (%)

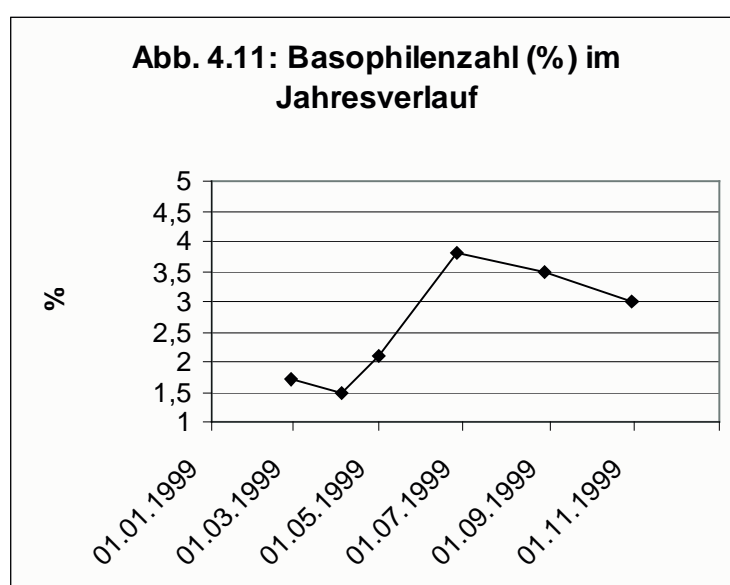
Männliche Schildkröten haben höchst signifikant höhere prozentuale Basophilenzahlen als die Weibchen ( $p = 0,0008$ ).

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	1,7	1,6	0,3	0,0 – 6,0
04.04.1999	34	1,5	1,7	0,3	0,0 – 7,0
01.05.1999	34	2,1	2,0	0,4	0,0 – 10,0
26.06.1999	34	3,8	3,0	0,5	1,0 – 12,0
28.08.1999	34	3,5	3,2	0,5	0,0 – 16,0
30.10.1999	34	3,0	2,8	0,5	0,0 – 12,0

**Tabelle 4.34:** Abhängigkeit der Basophilenzahl (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Auch die Basophilen zeigen eine ausgeprägte jahreszeitliche Variation. Minimalwerten im Frühjahr folgt ein rascher Anstieg bis Ende Juni. Im Spätsommer und Herbst nimmt der prozentuale Anteil der Basophilen wieder etwas ab. Interessanterweise setzt der Anstieg der prozentualen Basophilenzahl im Vergleich zur Eosinophilenzahl verzögert ein und erreicht erst später sein Maximum.

Beim Vergleich der folgenden Entnahmetermine wurden signifikante Unterschiede berechnet: Entnahme 1 und 2 zu Entnahme 4, 5 und 6, Entnahme 3 zu Entnahme 4 und 5.



#### 4.2.7.4. Lymphozyten

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	60,0	15,0	1,1	17,0 – 91,0
Testudo graeca	60	65,8	16,6	2,1	23,0 – 91,0
Testudo hermanni	114	59,4	13,8	1,3	17,0 – 83,0
Testudo marginata	30	51,0	11,1	2,0	27,0 – 73,0

**Tabelle 4.35:** Tierartliche Abhängigkeiten der Lymphozytenzahl (%)

Bei der Untersuchung der prozentualen Lymphozytenzahl können ausgeprägte Artabhängigkeiten nachgewiesen werden. Danach haben Maurische Landschildkröten wesentlich höhere prozentuale Lymphozytenzahlen als Griechische und Breitrandschildkröten ( $p = 0,0055$ ;  $p = 0,0001$ ).

Auch der Vergleich der Griechischen Landschildkröten mit den Breitrandschildkröten erbringt einen hoch signifikanten Artunterschied ( $p = 0,0047$ ).

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Männlich	78	57,5	13,2	1,5	27,0 – 83,0
Weiblich	126	61,6	15,9	1,4	17,0 – 91,0

**Tabelle 4.36:** Geschlechtsunterschiede der Lymphozytenzahl (%)

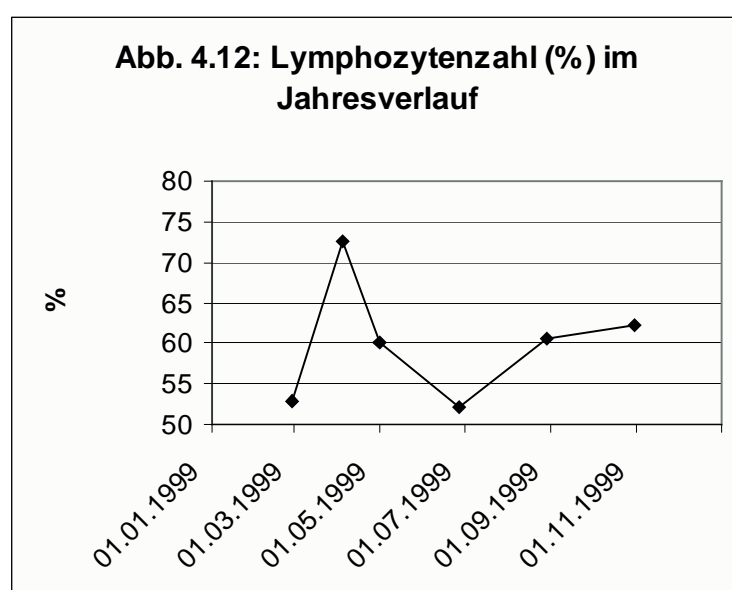
Weibliche Landschildkröten haben signifikant höhere prozentuale Lymphozytenzahlen als die Männchen ( $p = 0,0488$ ).



Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	52,8	18,2	3,1	17,0 – 82,0
04.04.1999	34	72,5	10,7	1,8	48,0 – 89,0
01.05.1999	34	60,0	16,1	2,8	33,0 – 91,0
26.06.1999	34	52,1	11,4	2,0	27,0 – 75,0
28.08.1999	34	60,6	10,8	1,8	41,0 – 81,0
30.10.1999	34	62,2	12,4	2,1	37,0 – 80,0

**Tabelle 4.37:** Abhängigkeit der Lymphozytenzahl (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Minimalen prozentualen Lymphozytenzahlen im Anschluß an die Winterruhe folgt ein starker Anstieg auf das Jahresmaximum Anfang April. Bis Ende Juni fällt die prozentuale Lymphozytenzahl wieder auf ihr Nachwinterruhe-niveau ab. Im weiteren Jahresverlauf ist dann bis zum Herbst ein stetiger Anstieg zu verzeichnen. Statistisch signifikante Differenzen können zwischen folgenden Probenentnahmetermeninen nachgewiesen werden: Entnahme 1 zu Entnahme 3, 5 und 6, Entnahme 2 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 3 zu Entnahme 4, Entnahme 4 zu Entnahme 5 und 6.



#### 4.2.7.5. Monozyten

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	1,5	1,5	0,1	0,0 – 8,0
Testudo graeca	60	1,9	1,8	0,2	0,0 – 7,0
Testudo hermanni	114	1,3	1,4	0,1	0,0 – 8,0
Testudo marginata	30	1,2	1,2	0,2	0,0 – 5,0

**Tabelle 4.38:** Tierartliche Abhängigkeiten der Monozytenzahl (%)

Im tierartlichen Vergleich haben Maurische Landschildkröten prozentual etwas mehr Monozyten als Griechische und Breitrandsschildkröten. Diese Unterschiede sind statistisch signifikant ( $p = 0,0145$ ;  $p = 0,0494$ ). Die prozentualen Monozytenzahlen von Griechischen Landschildkröten und Breitrandsschildkröten sind nahezu gleich.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	1,6	1,8	0,2	0,0 – 8,0
Weiblich	126	1,4	1,3	0,1	0,0 – 7,0

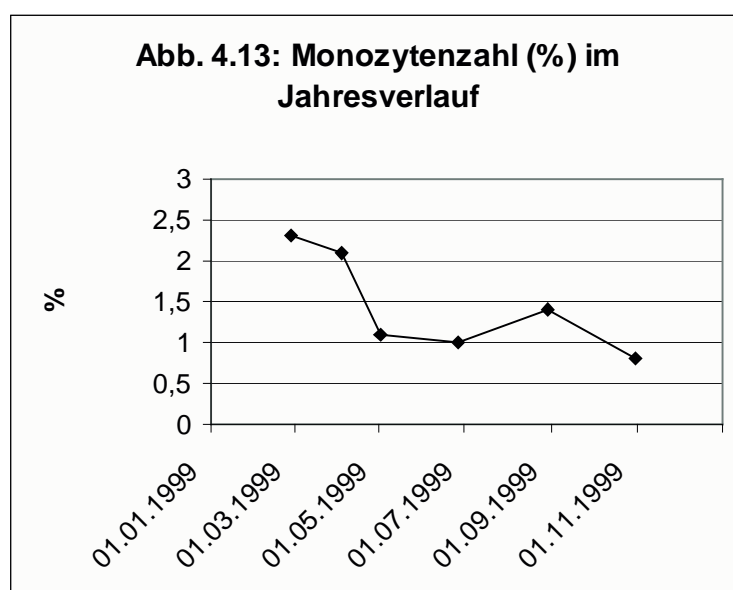
**Tabelle 4.39** Geschlechtsunterschiede der Monozytenzahl (%)

Statistisch können keine signifikanten Geschlechtsunterschiede der prozentualen Monozytenzahl bei europäischen Landschildkröten nachgewiesen werden.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	2,3	2,0	0,3	0,0 – 8,0
04.04.1999	34	2,1	1,7	0,3	0,0 – 7,0
01.05.1999	34	1,1	1,4	0,2	0,0 – 7,0
26.06.1999	34	1,0	0,9	0,2	0,0 – 3,0
28.08.1999	34	1,4	1,2	0,2	0,0 – 4,0
30.10.1999	34	0,8	1,0	0,2	0,0 – 4,0

**Tabelle 4.40:** Abhängigkeit der Monozytenzahl (%) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die höchsten prozentualen Monozytenzahlen wurden direkt im Anschluß an die Winterruhe ermittelt. Einem langsamen Abfall bis Anfang April folgt eine drastische Abnahme der prozentualen Monozytenzahl auf ein Sommerminimum Ende Juni. Zum Ende des Sommers steigt der prozentuale Anteil der Monozyten wieder geringfügig an, um anschließend auf ein absolutes Jahresminimum Ende Oktober abzusinken. Statistisch teilweise höchst signifikante Unterschiede der prozentualen Monozytenzahl wurden zwischen folgenden Terminen ermittelt: Entnahme 1 und 2 zu Entnahme 3, 4, 5 und 6.



#### 4.2.8. Übersicht

Bei der Erstellung der nachfolgenden Übersicht wurden nicht signifikante Unterschiede ( $p > 0,05$ ) mit -, signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,05$ ) mit +, hoch signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,01$ ) mit ++ und höchst signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,001$ ) mit +++ gekennzeichnet, wobei jeweils der Wert höchster Signifikanz bei der Bewertung der jeweiligen Fragestellung ausschlaggebend war.

	EINHEIT	n	$\bar{x} \pm s$	Tierart	Geschlecht	Jahreszeit
Hämatokrit	%	204	$21,3 \pm 5,3$	+	+++	+++
Hämoglobin	g/dl	204	$6,0 \pm 1,6$	++	+++	+
Erythrozyten	$10^5/\mu\text{l}$	204	$5,0 \pm 1,4$	–	+++	–
MCHC	g/dl	204	$28,2 \pm 3,7$	+	–	+++
MCH	pg	204	$121,6 \pm 23,9$	+++	–	+
MCV	fl	204	$432,4 \pm 74,2$	++	–	++
Leukozyten	$10^3/\mu\text{l}$	204	$6,6 \pm 3,6$	+++	+	+++
Heterophile	%	204	$24,5 \pm 13,4$	++	–	+++
Eosinophile	%	204	$11,4 \pm 9,4$	+++	+	+++
Basophile	%	204	$2,6 \pm 2,6$	+++	+++	+++
Lymphozyten	%	204	$60,0 \pm 15,0$	+++	+	+++
Monozyten	%	204	$1,5 \pm 1,5$	+	–	+++
Thrombozyten	$10^3/\mu\text{l}$	204	$4,7 \pm 3,1$	+++	+	–

**Tabelle 4.41:** Gesamtmittelwerte und Abhängigkeit der hämatologischen Parameter von Tierart, Geschlecht und Jahreszeit

### 4.3. Blutbiochemische Untersuchungen

Aus 204 Blutproben von 34 europäischen Landschildkröten (3 Arten; 13 männlich, 21 weiblich) an 6 Blutentnahmetermen wurde die Kalium-, Natrium-, Chlorid-, Kalzium-, Phosphor-, Harnstoff-, Harnsäure-, Gesamtprotein-, Albumin-, Globulin-, Glukose-, Cholesterin- und Triglyceridkonzentration, die Alaninaminotransferase-, Aspartataminotransferase-, Laktatdehydrogenase und Creatinkinaseaktivität bestimmt sowie der Kalzium/Phosphor- und Albumin/Globulin – Quotient berechnet.

Es wird eine Unterteilung der Ergebnisse nach Tierart, Geschlecht und Blutentnahmezeitpunkt vorgenommen.

#### 4.3.1. Kalium (K)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	3,9	0,8	0,1	2,2 – 7,0
Testudo graeca	60	4,0	0,9	0,1	2,2 – 6,2
Testudo hermanni	114	3,9	0,8	0,1	2,3 – 7,0
Testudo marginata	30	4,0	0,9	0,2	2,6 – 6,5

**Tabelle 4.42:** Tierartliche Abhängigkeiten der Kaliumkonzentration (mmol/l)

Die Kaliumkonzentration im Blut europäischer Landschildkröten zeigt keine tierartliche Variation.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	3,9	0,7	0,1	2,3 – 5,8
Weiblich	126	4,0	0,9	0,1	2,2 – 7,0

**Tabelle 4.43:** Geschlechtsunterschiede der Kaliumkonzentration (mmol/l)

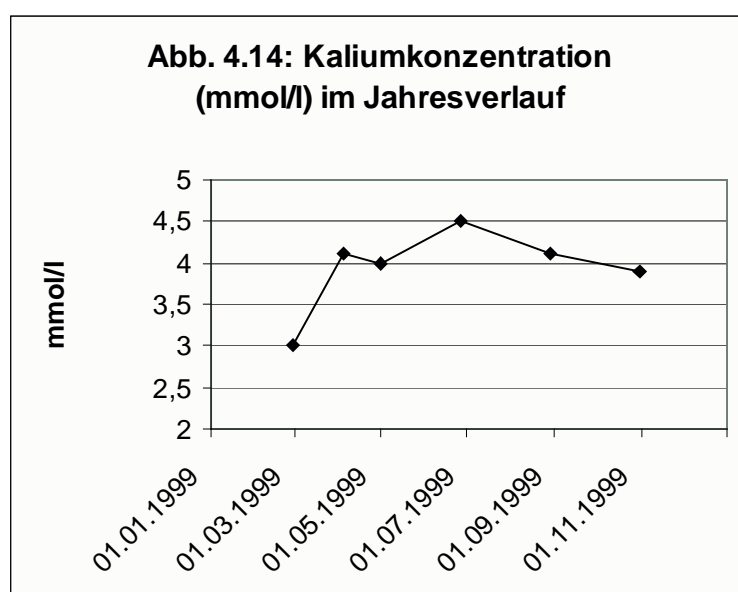
Bei der Betrachtung der Blutkaliumkonzentration können keine statistisch signifikanten Geschlechtsunterschiede ermittelt werden.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	3,0	0,7	0,1	2,2 – 5,0
04.04.1999	34	4,1	0,6	0,1	3,0 – 5,3
01.05.1999	34	4,0	0,6	0,1	3,1 – 5,5
26.06.1999	34	4,5	0,7	0,1	3,2 – 6,2
28.08.1999	34	4,1	1,1	0,2	2,6 – 7,0
30.10.1999	34	3,9	0,6	0,1	3,0 – 5,3

**Tabelle 4.44:** Abhängigkeit der Kaliumkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die Blutkaliumkonzentration zeigt eine starke saisonale Abhängigkeit. Minimalwerten nach der Winterruhe folgt ein starker Anstieg bis zu einem Maximum Ende Juni. Die Kontinuität wird nur durch einen leichten Rückgang der Werte Anfang Mai unterbrochen. Nach Erreichen des Maximums geht die Kaliumkonzentration während der Sommer- und Herbstmonate wieder etwas zurück.

Die Unterschiede zwischen den einzelnen Entnahmetermen sind teilweise höchst signifikant: Entnahme 1 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 und 3 zu Entnahme 4, Entnahme 4 zu Entnahme 6.



### 4.3.2. Natrium (Na)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	133,4	7,7	0,5	115,3 – 161,2
Testudo graeca	60	135,4	6,8	0,9	116,9 – 151,0
Testudo hermanni	114	132,9	8,0	0,8	115,5 – 161,2
Testudo marginata	30	131,1	7,2	1,3	115,3 – 144,1

**Tabelle 4.45:** Tierartliche Abhängigkeiten der Natriumkonzentration (mmol/l)

Im tierartlichen Vergleich haben Maurische Landschildkröten signifikant höhere Natriumkonzentrationen als Griechische und Breitrand Schildkröten ( $p = 0,0413$ ;  $p = 0,0132$ ). Die deutlich geringeren Unterschiede zwischen Griechischen und Breitrand Schildkröten sind statistisch nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	132,9	7,0	0,8	120,1 – 153,0
Weiblich	126	133,6	8,1	0,7	115,3 – 161,2

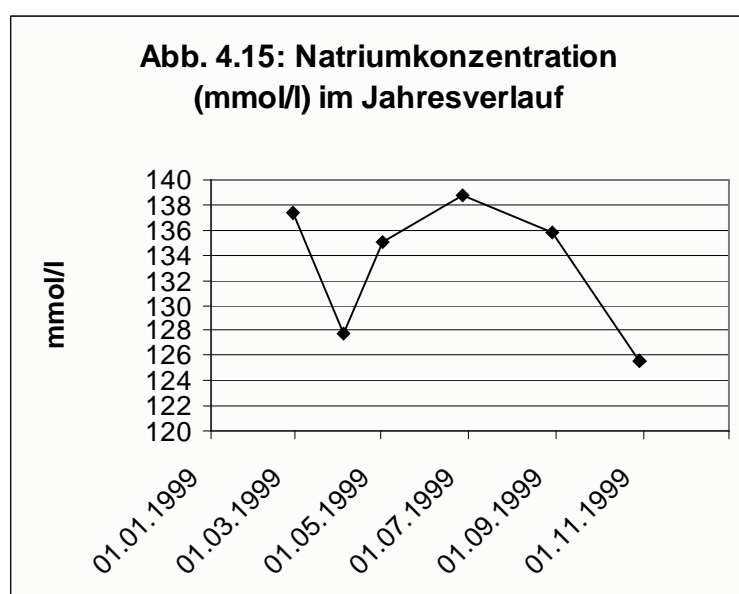
**Tabelle 4.46:** Geschlechtsunterschiede der Natriumkonzentration (mmol/l)

Die in Tabelle 4.46 dargestellten geringfügigen Geschlechtsunterschiede der Natriumkonzentration sind statistisch nicht signifikant.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	137,4	10,0	1,7	122,6 – 161,2
04.04.1999	34	127,7	4,6	0,8	115,3 – 134,7
01.05.1999	34	135,0	2,7	0,5	130,5 – 140,1
26.06.1999	34	138,7	6,5	1,1	115,5 – 151,0
28.08.1999	34	135,8	4,7	0,8	126,7 – 147,6
30.10.1999	34	125,6	4,3	0,7	119,0 – 135,3

**Tabelle 4.47:** Abhängigkeit der Natriumkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Maximalwerte der Natriumkonzentration werden direkt nach der Winterruhe und Ende Juni gemessen, Minimalwerte Anfang April und Ende Oktober. Ein rascher Abfall der Natriumkonzentration im Anschluß an die Winterruhe wird gefolgt von einem fast ebenso zügigen Anstieg von Anfang April bis Ende Juni. Im Sommer und Herbst fallen die Werte dann wieder kontinuierlich ab. Die geschilderten Veränderungen der Natriumkonzentration sind statistisch höchst signifikant: Entnahme 1 zu Entnahme 2 und 6, Entnahme 2 zu Entnahme 3, 4 und 5, Entnahme 3 zu Entnahme 4 und 6, Entnahme 4 zu Entnahme 5 und 6, Entnahme 5 zu Entnahme 6.





### 4.3.3. Chlorid (Cl)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	109,8	6,4	0,4	97,2 – 141,3
Testudo graeca	60	110,7	4,9	0,6	100,2 – 120,8
Testudo hermanni	114	109,7	7,3	0,7	97,2 – 141,3
Testudo marginata	30	108,5	4,6	0,8	100,5 – 120,8

**Tabelle 4.48:** Tierartliche Abhängigkeiten der Chloridkonzentration (mmol/l)

Beim tierartlichen Vergleich der Chloridkonzentration können keine statistisch signifikanten Unterschiede ermittelt werden.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	109,8	6,7	0,8	97,2 – 136,6
Weiblich	126	109,8	6,2	0,5	98,5 – 141,3

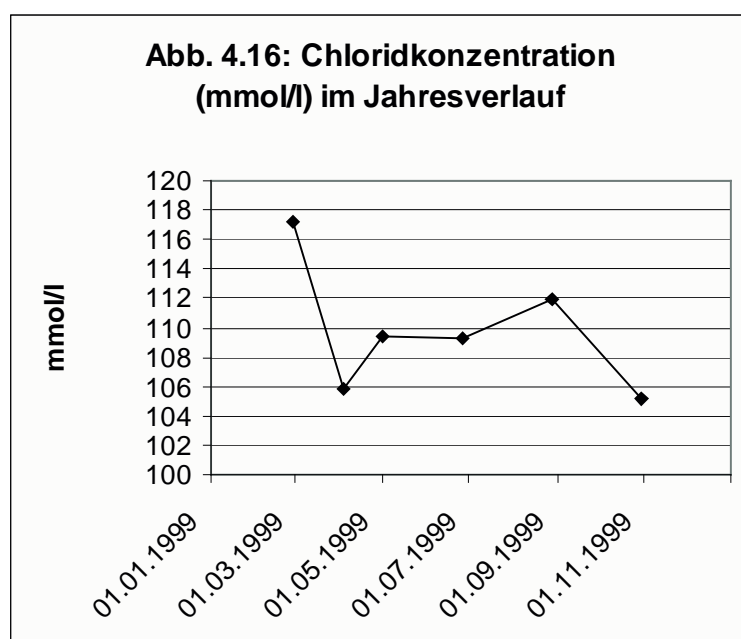
**Tabelle 4.49:** Geschlechtsunterschiede der Chloridkonzentration (mmol/l)

Die Chloridkonzentration im Blut männlicher und weiblicher europäischer Landschildkröten unterscheidet sich nicht.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	117,2	8,9	1,5	97,2 – 141,3
04.04.1999	34	105,8	3,6	0,6	99,0 – 112,7
01.05.1999	34	109,4	3,1	0,5	101,8 – 114,9
26.06.1999	34	109,3	3,6	0,6	99,0 – 115,4
28.08.1999	34	111,9	3,5	0,6	102,2 – 117,5
30.10.1999	34	105,2	4,5	0,8	98,5 – 116,9

**Tabelle 4.50:** Abhängigkeit der Chloridkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Der jahreszeitliche Verlauf der Chloridkonzentration ähnelt dem der Natriumkonzentration. Maximalwerten nach der Winterruhe folgt ein rasanter Abfall der Konzentration bis Anfang April. Bis zum Mai steigen die Werte wieder etwas an, um bis Ende Juni nahezu konstant zu bleiben. Danach erfolgt ein weiterer Anstieg bis Ende August. Bis Ende Oktober sinkt die Chloridkonzentration dann wieder auf die bereits im April erreichten Minimalwerte. Meist höchst signifikante Unterschiede wurden zwischen folgenden Terminen berechnet: Entnahme 1 und 5 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 zu Entnahme 3 und 4, Entnahme 3 und 4 zu Entnahme 6.



#### 4.3.4. Kalzium (Ca)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Gesamtpopulation	204	3,3	0,8	0,1	1,2 – 6,0
Testudo graeca	60	3,3	0,7	0,1	2,0 – 5,8
Testudo hermanni	114	3,4	0,8	0,1	1,2 – 6,0
Testudo marginata	30	3,1	0,9	0,2	2,0 – 6,0

**Tabelle 4.51:** Tierartliche Abhängigkeiten der Kalziumkonzentration (mmol/l)

Bei der statistischen Überprüfung der Blutkalziumkonzentration im Artvergleich haben Griechische Landschildkröten signifikant höhere Werte als Breitlandschildkröten ( $p = 0,0323$ ). Der statistische Vergleich von *Testudo hermanni* mit *Testudo graeca* sowie *Testudo graeca* mit *Testudo marginata* lässt dagegen keine weiteren Rückschlüsse auf signifikante Artunterschiede zu.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	3,0	0,4	0,0	1,9 – 3,8
Weiblich	126	3,6	0,8	0,1	1,2 – 6,0

**Tabelle 4.52:** Geschlechtsunterschiede der Kalziumkonzentration (mmol/l)

Der in Tabelle 4.52 dargestellte Geschlechtsunterschied der Blutkalziumkonzentration ist statistisch von höchster Signifikanz ( $p = 0,0001$ ): weibliche Landschildkröten haben deutlich höhere Blutkalziumspiegel als männliche. Diese Aussage trifft auch bei getrennter Betrachtung der einzelnen Blutentnahmezeitpunkte zu, wie Tabelle 4.52 zu entnehmen ist.

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	3,0	2,8	3,1	0,7	0,1	1,9 – 5,6
04.04.1999	34	3,2	2,8	3,4	0,7	0,1	2,0 – 5,0
01.05.1999	34	3,6	3,1	3,8	0,7	0,1	2,8 – 5,8
26.06.1999	34	3,6	3,1	3,9	0,8	0,1	2,7 – 6,0
28.08.1999	34	3,5	3,2	3,6	0,6	0,1	2,6 – 5,6
30.10.1999	34	3,2	2,8	3,4	0,9	0,2	1,2 – 6,0

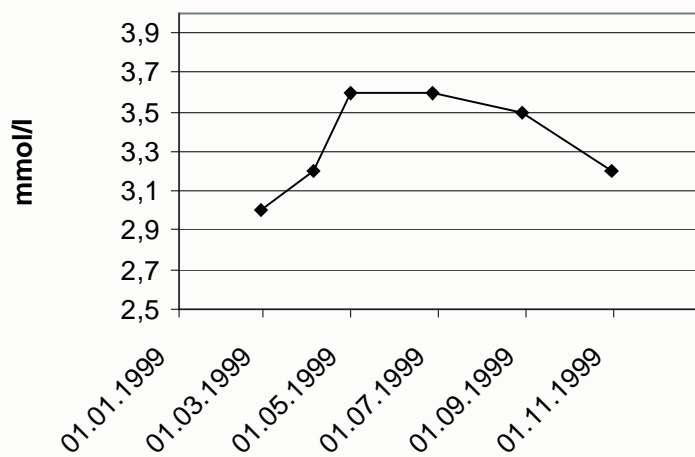
**Tabelle 4.53:** Abhängigkeit der Kalziumkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die Kalziumkonzentration steigt, mit Minimalwerten nach der Winterruhe beginnend, bis Anfang Mai zügig an, bleibt bis Ende Juni konstant und fällt während der Sommermonate bis in den Herbst hinein wieder kontinuierlich ab.

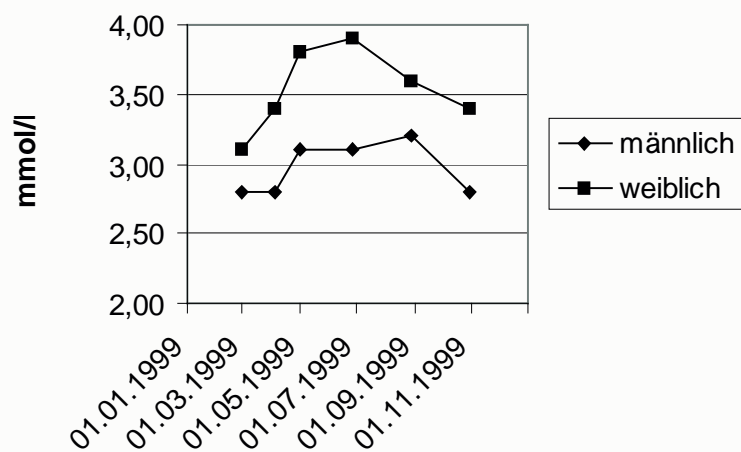
Wie die nach Geschlechtern getrennte Betrachtung in Abb. 4.17a zeigt, wird dieses saisonale Verhalten der Kalziumkonzentration in erster Linie von den weiblichen Tieren bestimmt. Bei den Männchen sind die Schwankungen geringer ausgeprägt und das Maximum wird, bei sonst ähnlichem Verlauf, später erreicht. Die deutlich höhere Kalziumkonzentration der weiblichen Schildkröten war, außer bei der ersten Blutentnahme, an allen Entnahmeterminen statistisch signifikant.

Bei der Betrachtung der Gesamtpopulation wurden statistisch signifikante Unterschiede beim Vergleich folgender Probenentnahmen errechnet: Entnahme 1 zu Entnahme 3, 4 und 5, Entnahme 2 zu Entnahme 3 und 4, Entnahme 3 und 4 zu Entnahme 6.

**Abb. 4.17: Kalziumkonzentration  
(mmol/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.17a: Kalziumkonzentration  
(mmol/l) im Jahresverlauf unterteilt nach  
dem Geschlecht**



#### 4.3.5. Phosphor (P)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	1,0	0,5	0,0	0,1 – 3,0
Testudo graeca	60	1,0	0,5	0,1	0,1 – 3,0
Testudo hermanni	114	1,1	0,5	0,0	0,1 – 2,8
Testudo marginata	30	1,0	0,5	0,1	0,3 – 2,1

**Tabelle 4.54:** Tierartliche Abhängigkeiten der Phosphorkonzentration (mmol/l)

Die Phosphorkonzentration im Blutplasma der untersuchten Arten ist nahezu gleich. Lediglich Griechische Landschildkröten besitzen im Mittelwertvergleich etwas höhere Phosphorkonzentrationen. Statistisch sind diese Unterschiede nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	0,9	0,3	0,0	0,1 – 1,9
Weiblich	126	1,1	0,5	0,0	0,3 – 3,0

**Tabelle 4.55:** Geschlechtsunterschiede der Phosphorkonzentration (mmol/l)

Wie in Tabelle 4.55 dargestellt, ist die Plasmaphosphorkonzentration der weiblichen Schildkröten höher als die der Männchen. Dieser Geschlechtsunterschied der Phosphorkonzentration ist statistisch höchst signifikant ( $p = 0,0001$ ).

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	0,6	0,5	0,7	0,3	0,1	0,1 – 1,8
04.04.1999	34	0,9	0,6	1,1	0,5	0,1	0,1 – 2,5
01.05.1999	34	1,2	1,0	1,3	0,4	0,1	0,6 – 2,1
26.06.1999	34	1,2	0,9	1,3	0,3	0,1	0,7 – 2,2
28.08.1999	34	1,0	0,9	1,0	0,3	0,0	0,5 – 1,7
30.10.1999	34	1,4	1,2	1,6	0,6	0,1	0,5 – 3,0

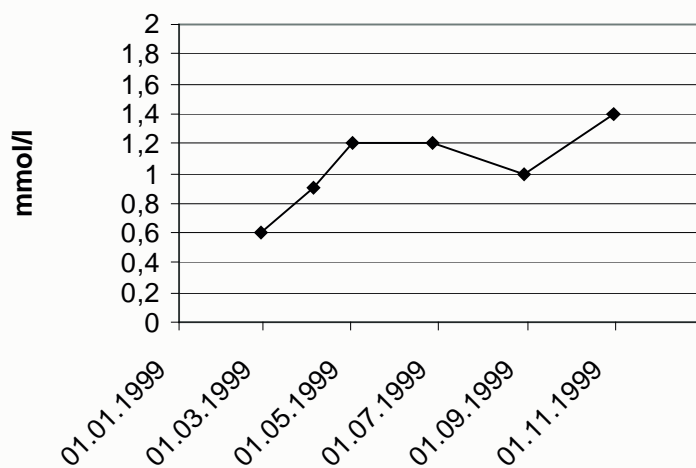
**Tabelle 4.56:** Abhängigkeit der Phosphorkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Auch die Phosphorkonzentration im Blutplasma europäischer Landschildkröten zeigt einen ausgeprägt saisonalen Verlauf. Minimalwerten direkt im Anschluß an die Winterruhe folgt ein zügiger Anstieg bis Anfang Mai. Bis Ende Juni wird das erreichte Niveau gehalten. Im Verlauf des Sommers fällt die Phosphorkonzentration dann wieder etwas ab, um anschließend bis Ende Oktober auf ihr Jahresmaximum anzusteigen.

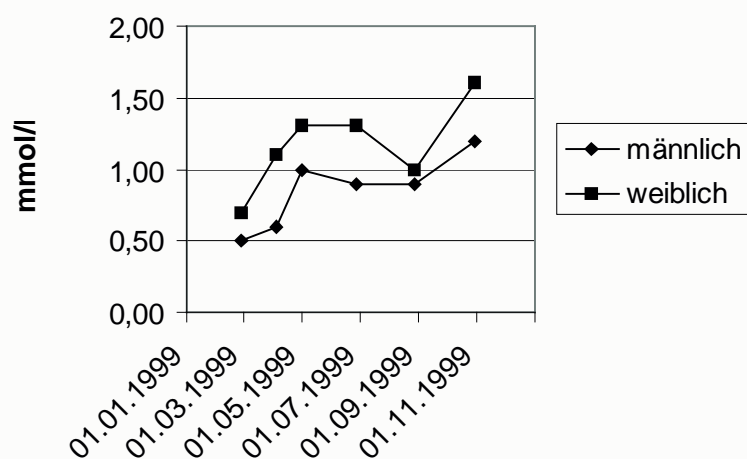
Betrachtet man den saisonalen Verlauf der Phosphorspiegel getrennt nach dem Geschlecht, so stellt man eine weitestgehende Parallelität der Verlaufskurven fest. Außer an den letzten beiden Entnahmetermen, wo dieser Unterschied als zufällig gelten muß, ist die Phosphorkonzentration im Plasma der Männchen signifikant geringer als bei den Weibchen.

Bei der geschlechtsübergreifenden Betrachtung sind die Unterschiede zwischen folgenden Terminen statistisch signifikant: Entnahme 1 und 6 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 zu Entnahme 3 und 4, Entnahme 3 und 4 zu Entnahme 5.

**Abb. 4.18: Phosphorkonzentration  
(mmol/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.18a: Phosphorkonzentration  
(mmol/l) im Jahresverlauf unterteilt nach  
dem Geschlecht**





#### 4.3.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	4,1	3,1	0,2	0,7 – 29,9
Testudo graeca	60	4,7	4,1	0,5	0,7 – 29,9
Testudo hermanni	114	3,8	2,7	0,3	0,9 – 28,0
Testudo marginata	30	3,6	1,4	0,3	1,7 – 7,2

**Tabelle 4.57:** Tierartliche Abhängigkeiten des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses

Im Mittelwertvergleich haben Maurische Landschildkröten ein deutlich größeres Kalzium-Phosphor-Verhältnis als Griechische und Breitlandschildkröten. Dieser Eindruck wurde jedoch bei der statistischen Analyse nicht bestätigt. Artunterschiede sind statistisch als zufällig zu bewerten.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	4,7	4,5	0,5	1,1 – 29,9
Weiblich	126	3,7	1,7	0,1	0,7 – 11,3

**Tabelle 4.58:** Geschlechtsunterschiede des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses

Die im Mittelwertvergleich recht deutlichen Geschlechtsunterschiede des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses sind statistisch nicht signifikant.

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	6,7	8,3	5,7	4,7	0,8	2,5 – 28,0
04.04.1999	34	4,9	6,6	3,8	4,7	0,8	1,7 – 29,9
01.05.1999	34	3,2	3,2	3,2	0,8	0,1	1,7 – 4,9
26.06.1999	34	3,2	3,4	3,1	0,7	0,1	2,0 – 4,9
28.08.1999	34	3,7	3,8	3,7	0,8	0,1	2,7 – 5,9
30.10.1999	34	2,6	2,5	2,6	0,9	0,2	0,7 – 5,0

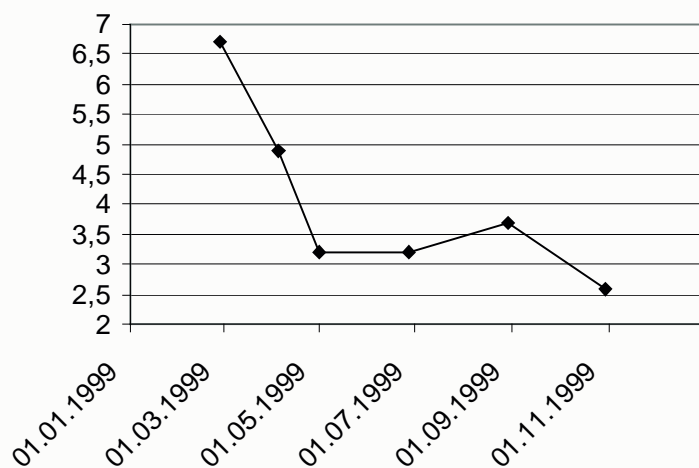
**Tabelle 4.59:** Abhängigkeit des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses vom Blutentnahmezeitpunkt

Maximalwerte des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses werden direkt nach der Winterruhe gemessen, gefolgt von einem rasanten Abfall bis Anfang Mai. Bis Ende Juni bleiben die Werte dann auf gleichbleibend niedrigem Niveau, um im Verlauf des Sommers bis Ende August wieder leicht anzusteigen. Danach folgt ein erneutes Absinken des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses auf sein Jahresminimum Ende Oktober.

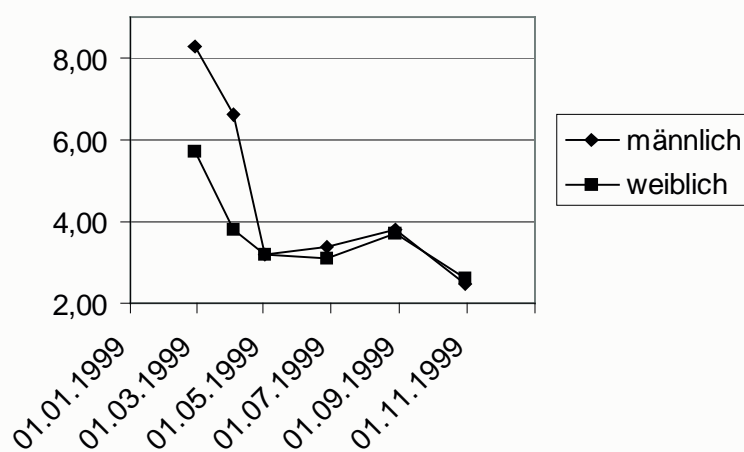
Bei der nach Geschlechtern getrennten Betrachtung war das Kalzium-Phosphor-Verhältnis der männlichen Tiere bei den ersten beiden Probenentnahmen im Mittel größer als das der Weibchen. Große individuelle Schwankungen bedingen aber eine hohe Standardabweichung und einen großen Standardfehler des Mittelwertes, so daß der Unterschied zwischen den Geschlechtern an Entnahmeternin 1 und 2 statistisch als zufällig gelten muß. Von Entnahme 3 – 6 waren die Verlaufskurven der männlichen und weiblichen Tiere nahezu deckungsgleich.

Bei der Betrachtung ohne Berücksichtigung des Geschlechts ergaben sich signifikante Unterschiede beim Vergleich folgender Blutentnahmetermine: Entnahme 1 zu allen übrigen Terminen sowie Entnahme 2 zu Entnahme 3, 4 und 6.

**Abb. 4.19: Kalzium-Phosphor-Verhältnis im Jahresverlauf**



**Abb. 4.19a: Kalzium-Phosphor-Verhältnis im Jahresverlauf unterteilt nach dem Geschlecht**



#### 4.3.7. Harnstoff (BUN)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	4,7	8,1	0,6	0,3 – 45,6
Testudo graeca	60	6,1	9,2	1,2	0,3 – 39,4
Testudo hermanni	114	4,2	7,2	0,7	0,3 – 45,6
Testudo marginata	30	4,0	8,8	1,6	0,3 – 43,7

**Tabelle 4.60:** Tierartliche Abhängigkeiten der Harnstoffkonzentration (mmol/l)

Im Mittelwertvergleich haben Maurische Landschildkröten deutlich höhere Harnstoffkonzentration als die beiden anderen untersuchten Arten. Bei statistischer Betrachtung erwiesen sich diese Artunterschiede jedoch als zufällig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	5,5	9,1	1,0	0,3 – 43,7
Weiblich	126	4,3	7,4	0,7	0,3 – 45,6

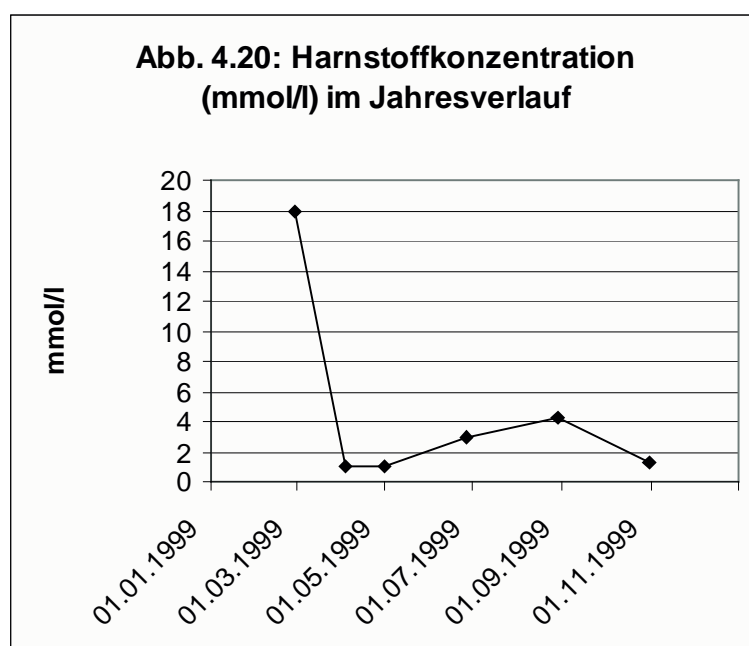
**Tabelle 4.61:** Geschlechtsunterschiede der Harnstoffkonzentration (mmol/l)

Auch die in Tabelle 4.61 dargestellten, geringen Geschlechtsunterschiede stellten sich als zufällig heraus.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	17,9	12,4	2,1	1,1 – 45,6
04.04.1999	34	1,0	1,0	0,2	0,3 – 4,7
01.05.1999	34	1,0	0,5	0,1	0,6 – 2,8
26.06.1999	34	3,0	2,3	0,4	0,8 – 11,1
28.08.1999	34	4,2	4,1	0,7	0,8 – 17,1
30.10.1999	34	1,3	1,1	0,2	0,7 – 7,1

**Tabelle 4.62:** Abhängigkeit der Harnstoffkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Jahresverlauf werden kurz nach der Winterruhe die höchsten Blutharnstoffkonzentrationen gemessen. Sofort im Anschluß an die Winterruhe sinkt die Harnstoffkonzentration rapide ab. Das erreichte Minimalniveau wird bis Anfang Mai gehalten, worauf bis zum Ende des Sommers ein langsamer Anstieg der Werte folgt. Bis Ende Oktober wird dann wieder das niedrige Frühjahrsniveau erreicht. Bei statistischer Betrachtung ergaben sich beim Vergleich folgender Termine teilweise höchst signifikante Unterschiede: Entnahme 1 zu allen übrigen Terminen, Entnahme 2 und 3 zu Entnahme 5, Entnahme 5 zu Entnahme 6.



#### 4.3.8. Harnsäure (URIC)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	173,9	91,2	6,4	32,0 – 549,0
Testudo graeca	60	225,0	91,7	11,8	32,0 – 534,0
Testudo hermanni	114	155,4	78,9	7,4	33,0 – 549,0
Testudo marginata	30	141,6	94,9	17,3	33,0 – 441,0

**Tabelle 4.63:** Tierartliche Abhängigkeiten der Harnsäurekonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ )

Im tierartlichen Vergleich besitzen Maurische Landschildkröten höchst signifikant größere Harnsäurekonzentrationen als Griechische und Breitlandschildkröten ( $p = 0,0001$ ). Der Harnsäuregehalt im Blut von Griechischen Landschildkröten und Breitlandschildkröten unterscheidet sich dagegen nur wenig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	193,7	97,9	11,1	33,0 – 534,0
Weiblich	126	161,6	84,8	7,6	32,0 – 549,0

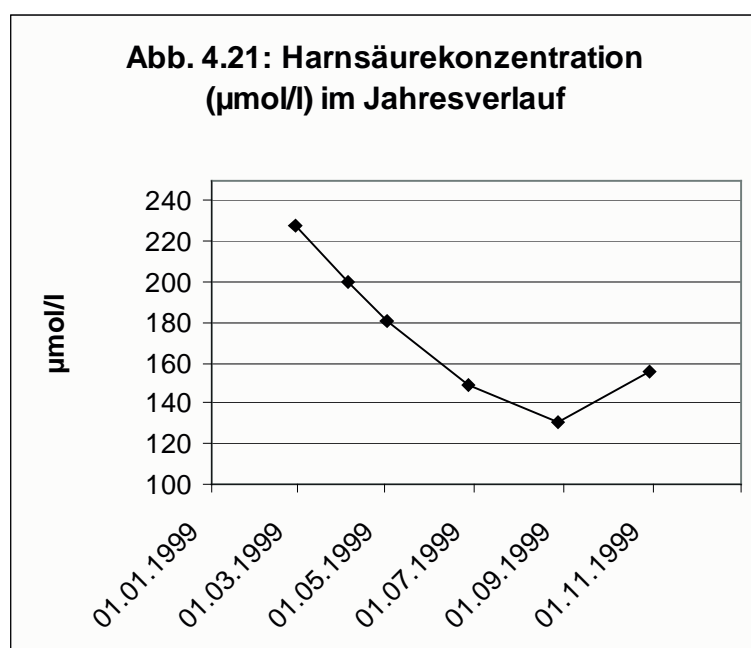
**Tabelle 4.64:** Geschlechtsunterschiede der Harnsäurekonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ )

Der in Tabelle 4.64 dargestellte Geschlechtsunterschied der Harnsäurekonzentration ist statistisch signifikant ( $p = 0,0178$ ): Männliche Landschildkröten besitzen höhere Harnsäurespiegel als die Weibchen.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	228,0	131,1	22,5	41,0 – 549,0
04.04.1999	34	199,9	68,7	11,8	55,0 – 326,0
01.05.1999	34	180,3	72,6	12,4	65,0 – 362,0
26.06.1999	34	148,6	83,4	14,3	33,0 – 348,0
28.08.1999	34	130,7	68,0	11,7	32,0 – 292,0
30.10.1999	34	155,9	75,6	13,0	46,0 – 331,0

**Tabelle 4.65:** Abhängigkeit der Harnsäurekonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Jahresverlauf wird ein gleichmäßiger Abfall der Harnsäurekonzentration von Maximalwerten nach der Winterruhe bis auf Minimalwerte Ende August beobachtet. Danach steigt der Harnsäuregehalt des Blutes bis Ende Oktober wieder etwas an. Diese saisonalen Schwankungen konnten auch statistisch belegt werden. Signifikante Unterschiede wurden beim Vergleich folgender Blutentnahmezeitpunkte berechnet: Entnahme 1 zu Entnahme 3, 4, 5 und 6, Entnahme 2 zu Entnahme 4, 5 und 6, Entnahme 3 zu Entnahme 5.



#### 4.3.9. Alaninaminotransferase (ALT)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	12,5	9,7	0,7	5,0 – 69,0
Testudo graeca	60	12,4	9,5	1,2	5,0 – 47,0
Testudo hermanni	114	11,6	9,6	0,9	5,0 – 69,0
Testudo marginata	30	16,0	10,2	1,9	5,0 – 33,0

**Tabelle 4.66:** Tierartliche Abhängigkeiten der ALT-Aktivität (U/l)

Im Mittelwertvergleich ist die ALT-Aktivität von Breitrandschildkröten deutlich höher als bei den beiden anderen Arten. Statistisch konnte diese Aussage nur beim Vergleich Testudo hermanni / Testudo marginata bestätigt werden ( $p = 0,0279$ ). Die Unterschiede beim Vergleich Testudo hermanni / Testudo graeca sowie Testudo graeca / Testudo marginata waren dagegen nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	14,5	10,5	1,2	5,0 – 69,0
Weiblich	126	11,2	9,1	0,8	5,0 – 53,0

**Tabelle 4.67:** Geschlechtsunterschiede der ALT-Aktivität (U/l)

Im Blut männlicher Landschildkröten wurden durchschnittlich etwas höhere ALT-Aktivitäten gemessen als bei weiblichen Tieren. Auch statistisch ist dieser Unterschied signifikant ( $p = 0,0242$ ).

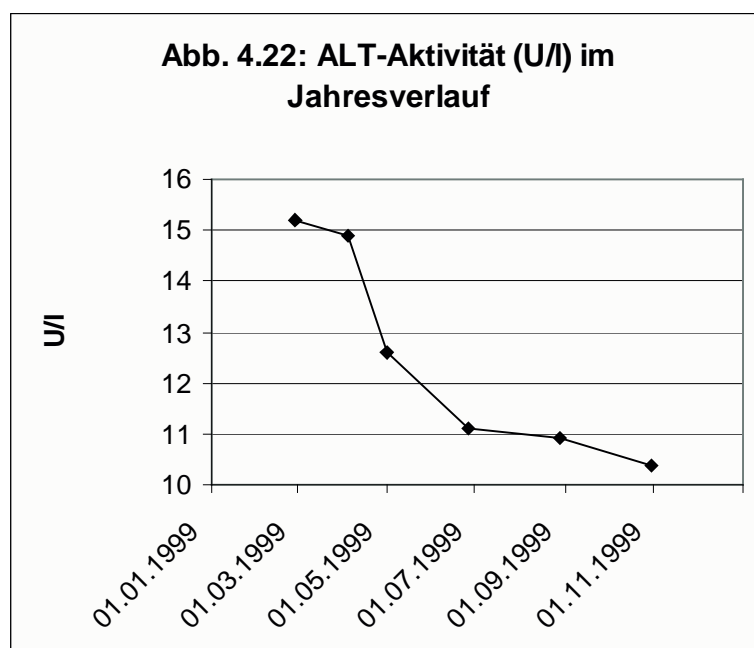


Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	15,2	9,0	1,6	56,0 – 32,0
04.04.1999	34	14,9	11,1	1,9	5,0 – 47,0
01.05.1999	34	12,6	9,4	1,6	5,0 – 53,0
26.06.1999	34	11,1	7,1	1,2	5,0 – 36,0
28.08.1999	34	10,9	7,7	1,3	5,0 – 33,0
30.10.1999	34	10,4	12,6	2,2	5,0 – 69,0

**Tabelle 4.68:** Abhängigkeit der ALT-Aktivität (U/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Mittelwertvergleich wird im Jahresverlauf ein kontinuierliches Absinken der ALT-Aktivität beobachtet. Im Untersuchungszeitraum wurde das Maximum direkt nach der Winterruhe, das Minimum am Ende der Aktivitätsperiode Ende Oktober ermittelt.

Bei der statistischen Analyse stellte sich jedoch heraus, daß die jahreszeitlichen Veränderungen der ALT-Aktivität als zufällig zu betrachten sind. Statistisch signifikante Unterschiede konnten nur beim Vergleich von Entnahme 1 (Maximum) mit Entnahme 6 (Minimum) belegt werden ( $p = 0,0410$ ).



#### 4.3.10. Aspartataminotransferase (AST)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	108,7	120,4	8,4	0,0 – 891,0
Testudo graeca	60	199,7	184,2	23,8	24,0 – 891,0
Testudo hermanni	114	75,0	43,6	4,1	0,0 – 241,0
Testudo marginata	30	54,6	21,2	3,9	19,0 – 99,0

**Tabelle 4.69:** Tierartliche Abhängigkeiten der AST-Aktivität (U/l)

Die untersuchten Maurischen Landschildkröten haben höchst signifikant höhere AST-Aktivitäten als Griechische und Breitrand Schildkröten ( $p = 0,0001$ ). Die AST-Aktivität beim Vergleich von *Testudo hermanni* mit *Testudo marginata* unterscheidet sich dagegen nur wenig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	109,9	72,2	8,2	23,0 – 457,0
Weiblich	126	107,9	142,6	12,7	0,0 – 891,0

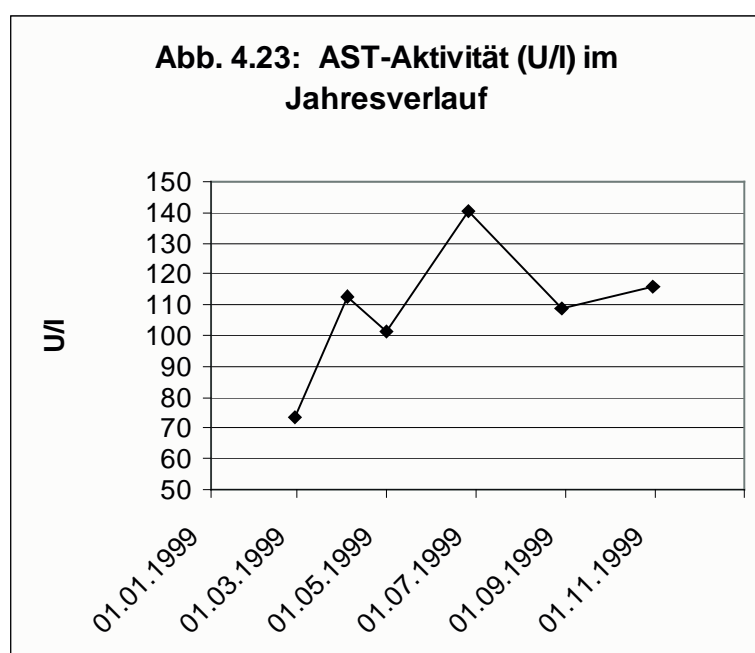
**Tabelle 4.70:** Geschlechtsunterschiede AST-Aktivität (U/l)

Sowohl beim Mittelwertvergleich als auch bei statistischer Betrachtung lassen sich keine signifikanten Geschlechtsunterschiede der AST-Aktivität nachweisen.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	73,5	42,7	7,3	0,0 – 169,0
04.04.1999	34	112,4	127,1	21,8	15,0 – 741,0
01.05.1999	34	101,4	147,2	25,2	12,0 – 891,0
26.06.1999	34	140,2	152,4	26,1	23,0 – 814,0
28.08.1999	34	108,7	124,2	21,3	28,0 – 716,0
30.10.1999	34	116,0	92,1	15,8	21,0 – 457,0

**Tabelle 4.71:** Abhängigkeit AST-Aktivität (U/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im jahreszeitlichen Verlauf wurde ein Minimum der AST-Aktivität direkt nach der Winterruhe, das Maximum Ende Juni ermittelt. Im übrigen Zeitraum verhielt sich die AST-Aktivität uneinheitlich. Statistisch signifikante Unterschiede konnten nur zwischen den beiden genannten Extremwerten errechnet werden ( $p = 0,0233$ ).



#### 4.3.11. Lactatdehydrogenase (LDH)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	1392,1	1193,4	83,6	208,0 – 8864,0
Testudo graeca	60	2462,8	1747,2	225,6	780,0 – 8864,0
Testudo hermanni	114	957,1	301,9	28,3	208,0 – 1737,0
Testudo marginata	30	903,7	203,8	37,2	543,0 – 1427,0

**Tabelle 4.72:** Tierartliche Abhängigkeiten der LDH-Aktivität (U/l)

Im Artvergleich verhalten sich die Enzymaktivitäten von LDH und AST ähnlich. So ist auch die LDH-Aktivität bei den untersuchten Maurischen Landschildkröten höchst signifikant größer als bei den Griechischen und Breitrandschildkröten ( $p = 0,0001$ ). Die durchschnittlichen LDH-Aktivitäten bei Griechischen Landschildkröten und Breitrandschildkröten unterscheiden sich nur geringfügig.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	1472,4	968,4	109,7	543,0 – 5211,0
Weiblich	126	1342,4	1314,8	117,1	208,0 – 8864,0

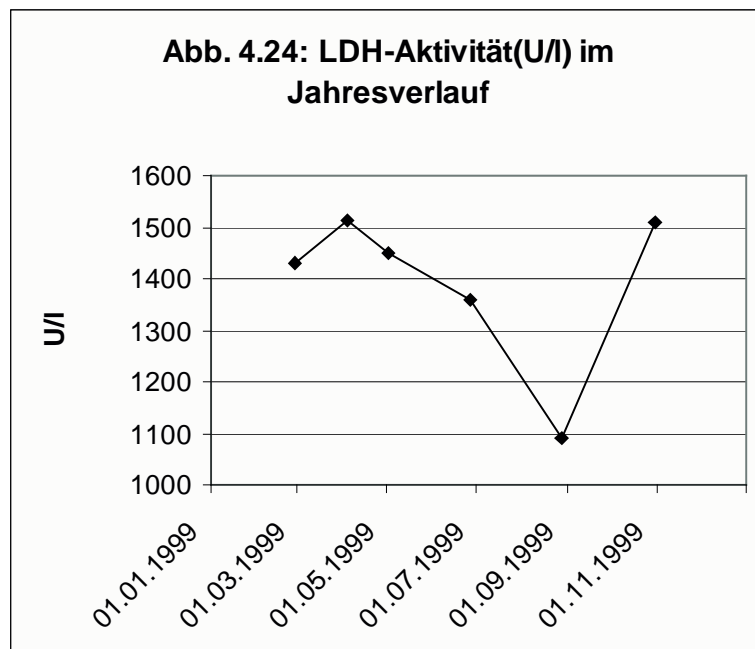
**Tabelle 4.73:** Geschlechtsunterschiede der LDH-Aktivität (U/l)

Die LDH-Aktivität im Blut europäischer Landschildkröten ist nicht geschlechtsabhängig.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	1431,6	1438,0	246,6	670,0 – 8864,0
04.04.1999	34	1512,4	1358,3	232,9	650,0 – 8401,0
01.05.1999	34	1449,7	1506,9	258,4	486,0 – 8101,0
26.06.1999	34	1360,0	1154,8	198,0	529,0 – 5320,0
28.08.1999	34	1089,5	501,6	86,0	543,0 – 2842,0
30.10.1999	34	1509,2	929,2	159,4	208,0 – 3801,0

**Tabelle 4.74:** Abhängigkeit der LDH-Aktivität (U/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Der Mittelwertvergleich läßt jahresperiodische Schwankungen der LDH-Aktivität erkennen. Maximalwerte wurden Anfang April und Ende Oktober, Minimalwerte Ende August ermittelt. Statistisch sind diese Unterschiede allerdings nicht signifikant.



#### 4.3.12. Creatinkinase (CK)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	263,2	381,6	26,7	0,0 – 1879,0
Testudo graeca	60	388,5	455,2	58,8	0,0 – 1879,0
Testudo hermanni	114	230,3	363,8	34,1	0,0 – 1421,0
Testudo marginata	30	137,7	170,2	31,1	0,0 – 620,0

**Tabelle 4.75:** Tierartliche Abhängigkeiten der CK-Aktivität (U/l)

Analog zu den bei der AST- und LDH-Aktivität beschriebenen Verhältnissen, finden wir auch bei der Creatinkinase bei Maurischen Landschildkröten hoch signifikant höhere Aktivitäten als bei Griechischen und Breitlandschildkröten ( $p = 0,0085$ ;  $p = 0,0030$ ). Auch hier unterscheiden sich Breitlandschildkröten und Griechische Landschildkröten zwar in den Mittelwerten, jedoch ist dieser Unterschied nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	268,4	406,2	46,0	0,0 – 1792,0
Weiblich	126	260,0	367,1	32,7	0,0 – 1879,0

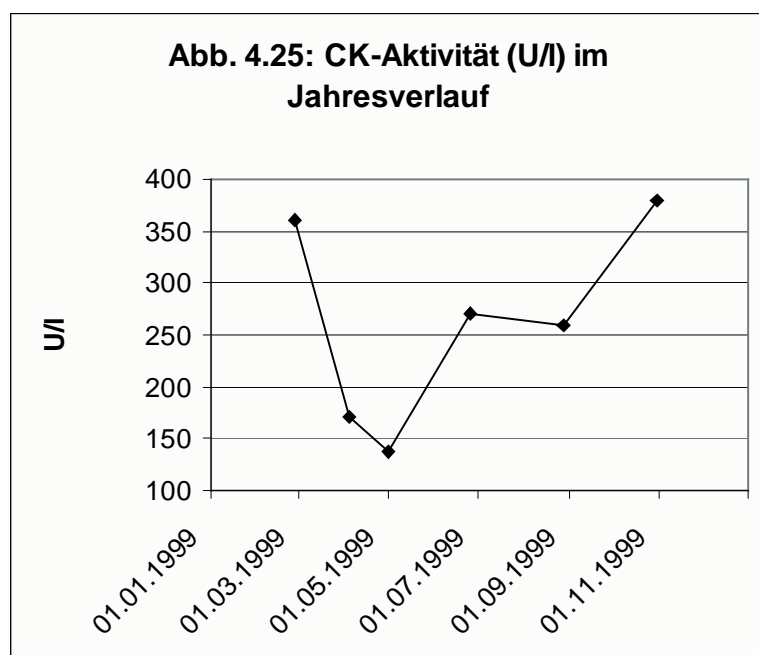
**Tabelle 4.76:** Geschlechtsunterschiede der CK-Aktivität (U/l)

Wesentliche Geschlechtsunterschiede der CK-Aktivität konnten weder beim Mittelwertvergleich noch bei der statistischen Betrachtung entdeckt werden.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	360,6	437,3	75,0	0,0 – 1421,0
04.04.1999	34	170,5	281,4	48,3	0,0 – 1403,0
01.05.1999	34	137,1	125,1	21,5	28,0 – 616,0
26.06.1999	34	271,5	421,2	72,2	0,0 – 1792,0
28.08.1999	34	259,8	452,5	77,6	0,0 – 1879,0
30.10.1999	34	379,6	422,4	72,4	0,0 – 1478,0

**Tabelle 4.77:** Abhängigkeit der CK-Aktivität (U/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Verlauf des Frühjahrs sinkt die CK-Aktivität von Maximalwerten nach der Winterruhe auf ein Jahresminimum Anfang Mai ab. Im Sommer und Herbst steigen die Werte dann wieder an und erreichen ein weiteres Maximum Ende Oktober. Auch statistisch ließen sich diese jahresperiodischen Schwankungen der Creatinkinase belegen. Signifikante Unterschiede wurden zwischen folgenden Probenentnahmen berechnet: Entnahme 2 und 3 zu Entnahme 1 und 6.



#### 4.3.13. Gesamtprotein (TP)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN – MAX
Gesamtpopulation	204	36,5	11,2	0,8	13,0 – 71,0
Testudo graeca	60	39,4	12,2	1,6	16,0 – 71,0
Testudo hermanni	114	35,3	9,2	0,9	13,0 – 61,0
Testudo marginata	30	35,3	15,1	2,7	16,0 – 66,0

**Tabelle 4.78:** Tierartliche Abhängigkeiten der Gesamtproteinkonzentration (g/l)

Im Mittelwertvergleich ist der Bluteiweißgehalt Maurischer Landschildkröten erheblich größer als der von Griechischen Landschildkröten und Breitrandchildkröten. Statistisch konnte dieser Unterschied nur beim Vergleich Maurischer und Griechischer Landschildkröten bestätigt werden ( $p = 0,0209$ ). Breitrandchildkröten und Griechische Landschildkröten unterscheiden sich kaum im Plasmaproteingehalt.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	33,2	9,4	1,1	16,0 – 64,0
Weiblich	126	38,5	11,8	1,1	13,0 – 71,0

**Tabelle 4.79:** Geschlechtsunterschiede der Gesamtproteinkonzentration (g/l)

Im Geschlechtervergleich besitzen weibliche Landschildkröten erheblich mehr Plasmaeiweiß als die Männchen ( $p = 0,0004$ ).



Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	28,4	26,4	29,7	7,7	1,3	16,0 – 44,0
04.04.1999	34	32,9	32,2	33,3	8,5	1,5	17,0 – 55,0
01.05.1999	34	38,1	34,8	40,1	9,5	1,6	13,0 – 60,0
26.06.1999	34	42,8	35,3	47,4	12,1	2,1	23,0 – 71,0
28.08.1999	34	42,0	39,3	43,7	11,1	1,9	25,0 – 66,0
30.10.1999	34	34,7	31,0	37,0	11,4	2,0	16,0 – 69,0

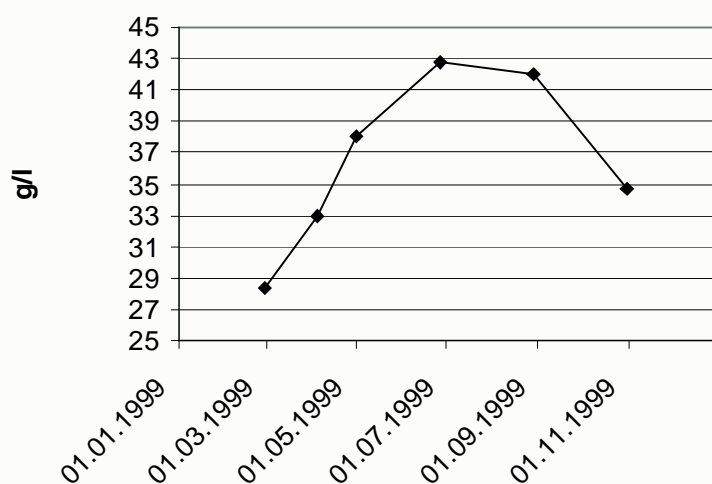
**Tabelle 4.80:** Abhängigkeit der Gesamtproteinkonzentration (g/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Der Plasmaproteingehalt europäischer Landschildkröten wird stark saisonal beeinflusst. Niedrigste Werte werden direkt nach der Winterruhe gemessen. Danach erfolgt ein steiler Anstieg der Bluteiweißpiegel bis Ende Juni. Im weiteren Jahresverlauf sinken die Eiweißpiegel bis Ende Oktober wieder ab, ohne aber das niedrige Frühjahrsniveau zu erreichen.

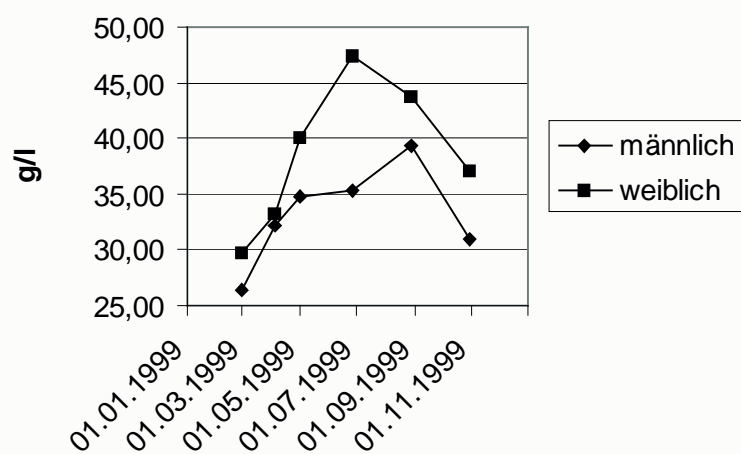
Die nach Geschlechtern getrennte Betrachtung in Abb. 4.26a zeigt, daß weibliche Landschildkröten nicht nur bei der Gesamtbetrachtung, sondern auch an jedem einzelnen Entnahmeterrnin, höhere Gesamtproteinkonzentrationen besitzen als die Männchen. Statistisch hoch signifikant war dieser Unterschied aber nur zum Zeitpunkt 4. Die Verlaufskurve der männlichen Tiere ist, bei sonst ähnlichem saisonalen Verhalten, gegenüber der Kurve der Weibchen etwas nach rechts verschoben, daß heißt das Maximum wird erst später (Ende August) erreicht.

Bei der Betrachtung der Gesamtpopulation wurden signifikante Unterschiede zwischen folgenden Blutentnahmeterrminen ermittelt: Entnahme 1 zu allen übrigen Terrminen, Entnahme 2 zu Entnahme 3, 4 und 5, Entnahme 3 zu Entnahme 4, Entnahme 4 und 5 zu Entnahme 6.

**Abb. 4.26: Gesamtproteinkonzentration (g/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.26a: Gesamtproteinkonzentration (g/l) im Jahresverlauf unterteilt nach dem Geschlecht**



#### 4.3.14. Albumin (ALB)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	9,2	5,3	0,4	0,0 – 24,0
Testudo graeca	60	9,7	5,6	0,7	0,0 – 24,0
Testudo hermanni	114	9,0	4,6	0,4	0,0 – 23,0
Testudo marginata	30	9,1	7,3	1,3	0,0 – 24,0

**Tabelle 4.81:** Tierartliche Abhängigkeiten der Albuminkonzentration (g/l)

Im Gegensatz zum Gesamtprotein können beim Vergleich der Plasmaalbumingehalte keinerlei signifikanten Artunterschiede festgestellt werden.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	8,2	5,0	0,6	0,0 – 24,0
Weiblich	126	9,8	5,4	0,5	0,0 – 24,0

**Tabelle 4.82:** Geschlechtsunterschiede der Albuminkonzentration (g/l)

Bei geschlechtsspezifischer Betrachtung der Plasmaalbumine kann das beim Gesamtprotein gesagte wiederholt werden: Weibliche Landschildkröten haben höhere Albuminspiegel als männliche ( $p = 0,0278$ ).

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	6,2	6,1	6,3	4,0	0,7	0,0 – 13,0
04.04.1999	34	9,0	9,2	8,9	4,1	0,7	0,0 – 18,0
01.05.1999	34	9,8	8,9	10,3	4,7	0,8	0,0 – 18,0
26.06.1999	34	10,9	7,4	13	6,3	1,1	0,0 – 24,0
28.08.1999	34	10,9	10,1	11,3	6,4	1,1	0,0 – 24,0
30.10.1999	34	8,5	7,5	9,1	5,0	0,8	0,0 – 22,0

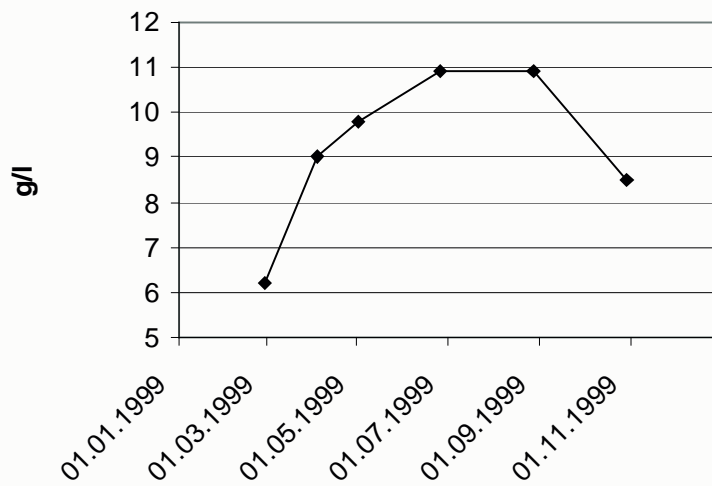
**Tabelle 4.83:** Abhängigkeit der Albuminkonzentration (g/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Der Jahresverlauf des Plasmaalbumingehaltes entspricht praktisch dem des Gesamtproteins. Einem Jahresminimum nach der Winterruhe folgt ein deutlicher Anstieg bis Ende Juni. Bis Ende August bleiben die Albuminspiegel konstant, um anschließend bis Ende Oktober wieder merklich abzufallen. Die Unterschiede zwischen den einzelnen Probenentnahmen waren jedoch weniger deutlich als beim Gesamtprotein.

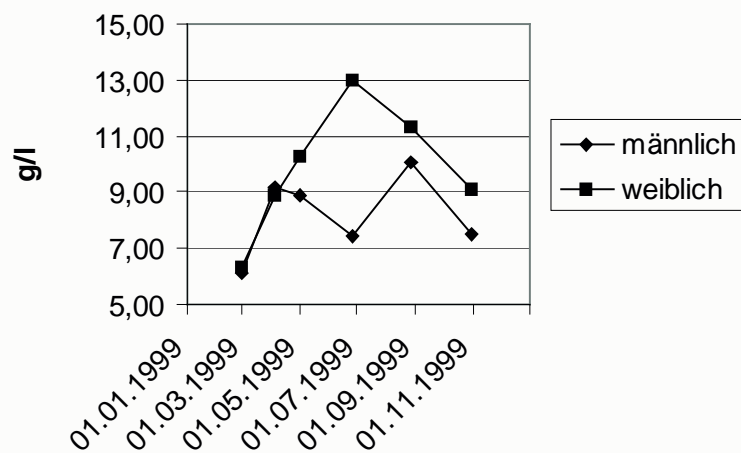
Im Geschlechtervergleich fällt vor allem der Entnahmeterrin 4 ins Auge. Während die Weibchen Ende Juni maximale Albuminkonzentrationen im Plasma aufwiesen, waren bei den Männchen die Werte fast bis aufs niedrige Nachwinterruhe-niveau abgesunken. Nur an diesem Termin waren die Geschlechtsunterschiede statistisch hoch signifikant, während im übrigen Jahresverlauf die Plasmaalbumingehalte der männlichen und weiblichen Schildkröten nahezu gleich waren.

Zwischen folgenden Entnahmezeitpunkten wurden bei der geschlechtsübergreifenden Betrachtung signifikante Unterschiede errechnet: Entnahme 1 zu Entnahme 2, 3, 4 und 5.

**Abb. 4.27: Albuminkonzentration (g/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.27a: Albuminkonzentration (g/l) im Jahresverlauf unterteilt nach dem Geschlecht**



#### 4.3.15. Globulin (GLOB)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	27,4	6,6	0,5	13,0 – 49,0
Testudo graeca	60	30,2	7,4	1,0	16,0 – 49,0
Testudo hermanni	114	26,3	5,4	0,5	13,0 – 38,0
Testudo marginata	30	26,3	7,9	1,5	15,0 – 44,0

**Tabelle 4.84:** Tierartliche Abhängigkeiten der Globulinkonzentration (g/l)

Deutlicher als beim Gesamtprotein sind die Artunterschiede im Globulingehalt von Landschildkrötenplasma. Maurische Landschildkröten haben hoch bis höchst signifikant größere Plasmaglobulinspiegel als Griechische und Breitrandschildkröten ( $p = 0,0002$ ;  $p = 0,0069$ ). Bei Breitrandschildkröten und Griechischen Landschildkröten ist der mittlere Globulingehalt des Plasmas dagegen fast gleich.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	25,4	5,3	0,6	16,0 – 39,0
Weiblich	126	28,7	7,1	0,6	13,0 – 49,0

**Tabelle 4.85:** Geschlechtsunterschiede der Globulinkonzentration (g/l)

Der Plasmaglobulingehalt weiblicher Schildkröten ist höchst signifikant größer als bei männlichen Tieren ( $p = 0,0002$ ).

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN – MAX
27.02.1999	34	22,2	20,1	23,5	4,7	0,8	16,0 – 32,0
04.04.1999	34	23,9	23,2	24,4	4,9	0,8	14,0 – 37,0
01.05.1999	34	28,6	26,9	29,6	5,2	0,9	13,0 – 41,0
26.06.1999	34	32,1	28,4	34,3	6,1	1,0	23,0 – 49,0
28.08.1999	34	31,3	29,4	32,5	6,1	1,0	20,0 – 45,0
30.10.1999	34	26,5	24,4	27,8	6,5	1,1	15,0 – 47,0

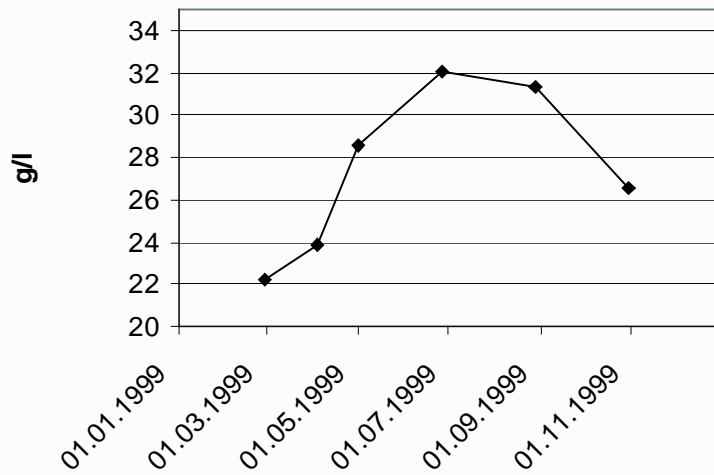
**Tabelle 4.86:** Abhängigkeit der Globulinkonzentration (g/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Die Jahresverlaufskurve der Plasmaglobuline deckt sich im wesentlichen mit der des Albumins und der des Gesamtproteins: Minimum nach der Winterruhe – starker Anstieg bis Ende Juni auf das Jahresmaximum – deutlicher Abfall bis Ende Oktober.

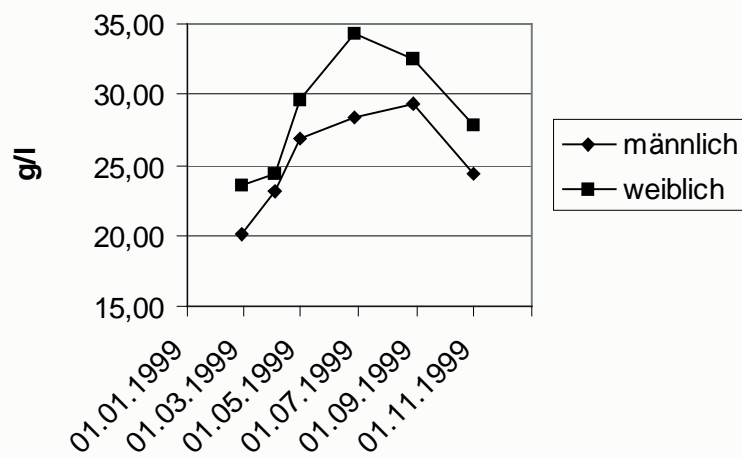
Wie beim Gesamtprotein so zeigt der jahreszeitliche Verlauf der männlichen und weiblichen Schildkröten weitgehende Parallelität. Die Konzentrationen bei den Männchen sind dabei im Durchschnitt stets geringer als bei den Weibchen. Während die weiblichen Tiere bereits Ende Juni maximale Globulinkonzentrationen erreichen, ist das bei den Männchen erst Ende August der Fall. Statistisch signifikant sind die Geschlechtsunterschiede der Globulinkonzentration zu den Blutentnahmezeitpunkten 1 und 4.

Beim geschlechtsunabhängigen Vergleich sind die Unterschiede zwischen den folgenden Probenentnahmetermenen meist höchst signifikant: Entnahme 1 zu Entnahme 3, 4, 5 und 6, Entnahme 2 zu Entnahme 3, 4 und 5, Entnahme 3 zu Entnahme 4 und 5 sowie Entnahme 4 und 5 zu Entnahme 6.

**Abb. 4.28: Globulinkonzentration (g/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.28a: Globulinkonzentration (g/l) im Jahresverlauf unterteilt nach dem Geschlecht**





#### 4.3.16. Albumin-Globulin-Verhältnis

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	0,32	0,1	0,0	0,0 – 0,6
Testudo graeca	60	0,31	0,1	0,0	0,0 – 0,6
Testudo hermanni	114	0,33	0,1	0,0	0,0 – 0,6
Testudo marginata	30	0,30	0,2	0,0	0,0 – 0,6

**Tabelle 4.87:** Tierartliche Abhängigkeiten des Albumin-Globulin-Verhältnisses

Im Mittelwertvergleich ist das Albumin-Globulin-Verhältnis bei allen drei untersuchten Arten ähnlich. Diesen Eindruck bestätigt auch die Varianzanalyse, welche keine Rückschlüsse auf signifikante Artunterschiede zulässt.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	0,31	0,2	0,0	0,0 – 0,6
Weiblich	126	0,32	0,1	0,0	0,0 – 0,6

**Tabelle 4.88:** Geschlechtsunterschiede des Albumin-Globulin-Verhältnisses

Auch Geschlechtsunterschiede im Albumin-Globulin-Verhältnis sind nicht signifikant.

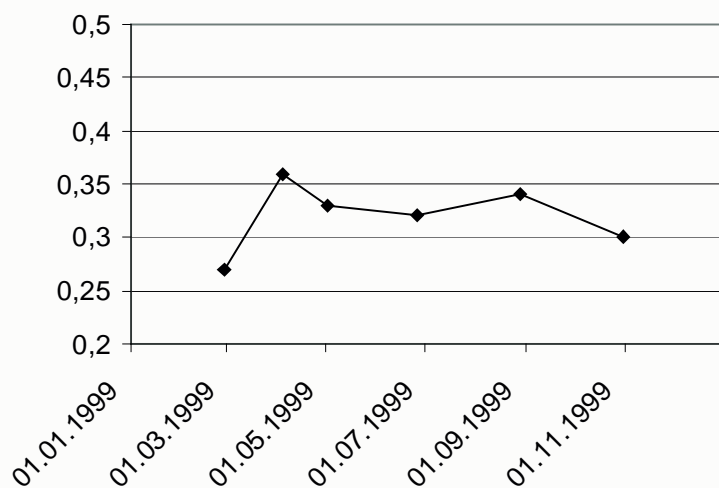
Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	0,27	0,29	0,26	0,2	0,0	0,0 – 0,5
04.04.1999	34	0,36	0,39	0,35	0,1	0,0	0,0 – 0,6
01.05.1999	34	0,33	0,32	0,33	0,1	0,0	0,0 – 0,5
26.06.1999	34	0,32	0,24	0,37	0,1	0,0	0,0 – 0,6
28.08.1999	34	0,34	0,33	0,34	0,2	0,0	0,0 – 0,6
30.10.1999	34	0,30	0,28	0,30	0,1	0,0	0,0 – 0,5

**Tabelle 4.89:** Abhängigkeit des Albumin-Globulin-Verhältnisses vom Blutentnahmezeitpunkt

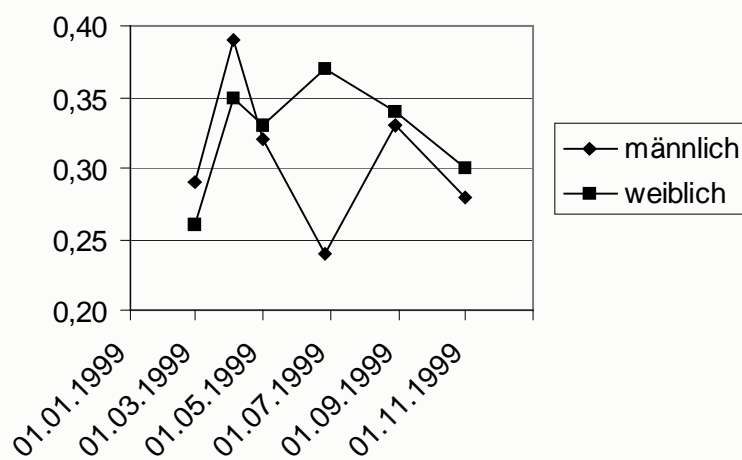
Das Albumin-Globulin-Verhältnis ist im Verlauf des Jahres nur geringen Schwankungen unterworfen. Es steigt von einem Minimum direkt nach der Winterruhe auf ein Frühjahrsmaximum Anfang April an. Bis Ende Juni fallen die Werte geringfügig ab, um anschließend wieder etwas anzusteigen. Ende August wird dann ein neuerliches Maximum erreicht, welchem ein Absinken des Albumin-Globulin-Verhältnisses bis Ende Oktober folgt.

Während an den ersten beiden Probenentnahmetermen die männlichen Tiere durchschnittlich einen etwas größeren Albumin-Globulin-Quotienten zeigten als die Weibchen, kehrten sich die Verhältnisse ab dem 3. Entnahmetermen um. Auffällig ist aber, analog zur Albuminkonzentration, vor allem die 4. Probenentnahme. Während bei den Weibchen zu diesem Zeitpunkt der Maximalwert errechnet wurde, erreichten die Männchen gleichzeitig das Minimum des Albumin-Globulin-Verhältnisses. Nur zum Zeitpunkt 4 waren die Unterschiede zwischen den Geschlechtern statistisch signifikant. Bei der geschlechtsunabhängigen Betrachtung der Gesamtpopulation konnten signifikante Unterschiede beim Vergleich von Blutentnahme 1 mit Entnahme 2 und 5 berechnet werden.

**Abb. 4.29: Albumin-Globulin-Verhältnis  
im Jahresverlauf**



**Abb. 4.29a: Albumin-Globulin-Verhältnis  
im Jahresverlauf unterteilt nach dem  
Geschlecht**



#### 4.3.17. Glukose (GLU)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	3,8	1,5	0,1	0,9 – 9,9
Testudo graeca	60	4,2	2,0	0,3	0,9 – 9,9
Testudo hermanni	114	3,7	1,3	0,1	1,4 – 8,3
Testudo marginata	30	3,7	1,3	0,2	1,6 – 7,2

**Tabelle 4.90:** Tierartliche Abhängigkeiten der Glukosekonzentration (mmol/l)

Maurische Landschildkröten haben etwas höhere Blutzuckerspiegel als die beiden anderen Arten. Während dieser Unterschied beim Vergleich mit Griechischen Landschildkröten statistisch signifikant ist ( $p = 0,0385$ ), muß er beim Vergleich mit den Breitrandchildkröten als zufällig gelten. Die mittleren Blutglukosespiegel von Griechischen Landschildkröten und Breitrandchildkröten sind gleich.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	3,9	1,7	0,2	0,9 – 9,9
Weiblich	126	3,8	1,5	0,1	1,1 – 9,6

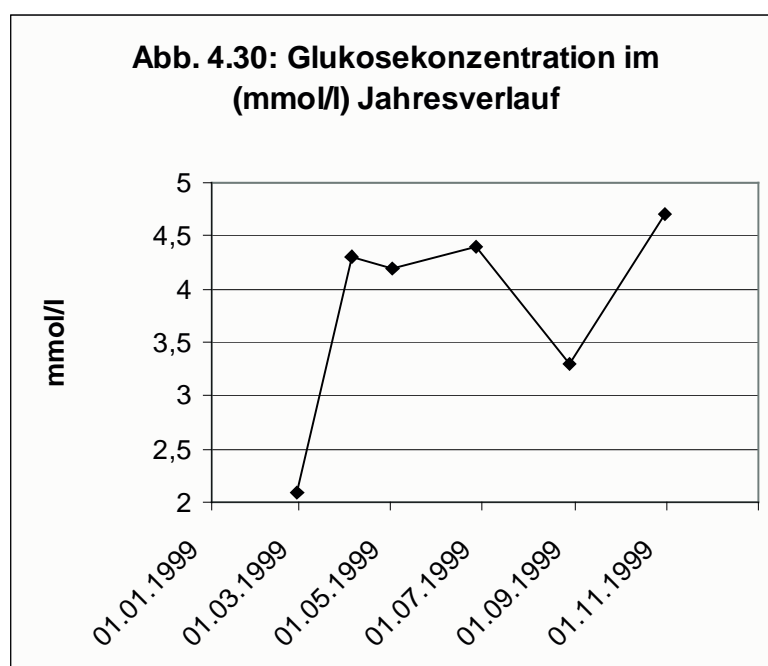
**Tabelle 4.91:** Geschlechtsunterschiede der Glukosekonzentration (mmol/l)

Die im Mittel geringfügig höheren Glukosespiegel männlicher Landschildkröten müssen nach statistischer Berechnung als zufällig gelten.

Entnahme- datum	n	x	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	2,1	0,6	0,1	0,9 – 3,4
04.04.1999	34	4,3	1,4	0,2	2,5 – 8,8
01.05.1999	34	4,2	1,2	0,2	2,0 – 7,6
26.06.1999	34	4,4	1,8	0,3	2,3 – 9,6
28.08.1999	34	3,3	1,0	0,2	1,9 – 6,6
30.10.1999	34	4,7	1,3	0,2	2,8 – 9,9

**Tabelle 4.92:** Abhängigkeit der Glukosekonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Im Jahresverlauf ist die Blutglukosekonzentration erheblichen Schwankungen unterworfen. Dem absoluten Jahresminimum nach der Winterruhe folgt ein rasanter Anstieg des Blutzuckers während des Frühjahrs. Die erreichten Werte werden bis Ende Juni gehalten, fallen dann aber wieder merklich ab. Das zweite Minimum Ende August liegt deutlich über dem Frühjahrsminimum. Im Spätsommer und Herbst steigen die Glukosespiegel dann wieder an, um Ende Oktober ihr Jahresmaximum zu erreichen. Entnahme 1 und 5, die beiden Minima, unterscheiden sich höchst signifikant von allen anderen Probenentnahmetermeninen.



#### 4.3.18. Cholesterin (CHOL)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	2,7	1,2	0,1	0,2 – 6,4
Testudo graeca	60	2,5	1,1	0,1	0,7 – 4,6
Testudo hermanni	114	3,0	1,2	0,1	1,0 – 6,4
Testudo marginata	30	1,9	1,4	0,2	0,2 – 4,7

**Tabelle 4.93:** Tierartliche Abhängigkeiten der Cholesterinkonzentration (mmol/l)

Griechische Landschildkröten haben die höchsten, Breitrandschildkröten die niedrigsten Cholesterinspiegel. Diese Tatsache konnte auch statistisch belegt werden. Artunterschiede in der Blutcholesterinkonzentration europäischer Landschildkröten sind teilweise höchst signifikant (Testudo hermanni / Testudo graeca  $p = 0,0043$ ; Testudo hermanni / Testudo marginata  $p = 0,0001$ ; Testudo graeca / Testudo marginata  $p = 0,0226$ ).

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	2,1	1,0	0,1	0,2 – 4,5
Weiblich	126	3,1	1,3	0,1	0,5 – 6,4

**Tabelle 4.94:** Geschlechtsunterschiede der Cholesterinkonzentration (mmol/l)

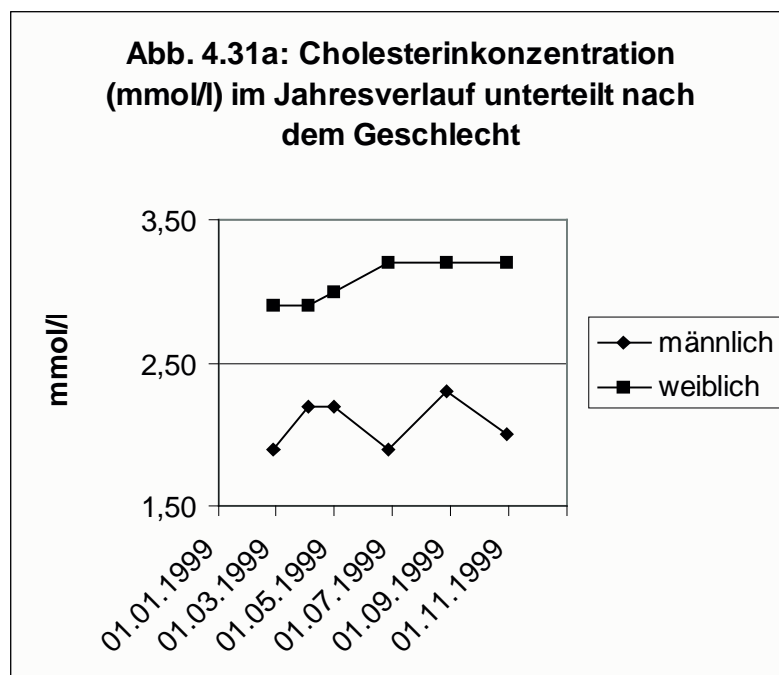
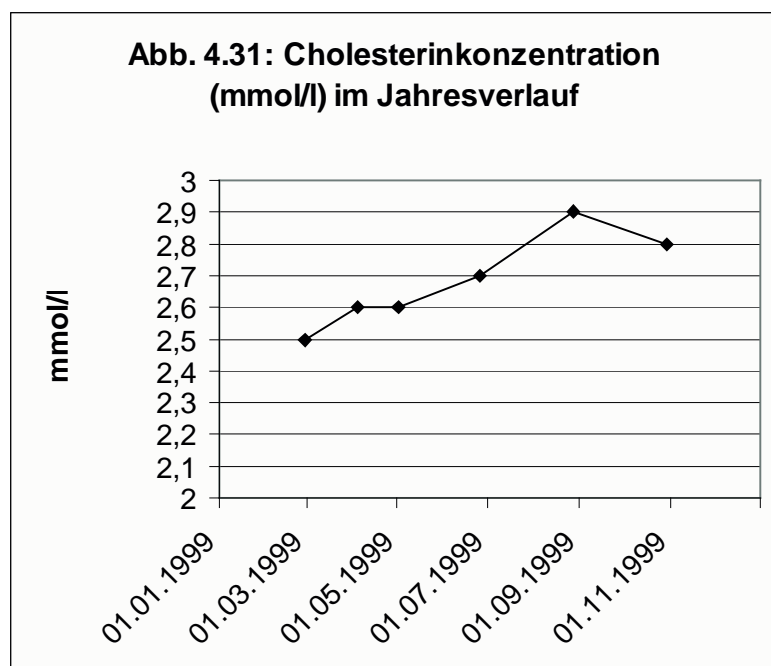
Weibliche Schildkröten besitzen höchst signifikant höhere Cholesterinkonzentrationen als männliche Tiere ( $p = 0,0001$ ).

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	2,5	1,9	2,9	1,4	0,2	0,2 – 5,3
04.04.1999	34	2,6	2,2	2,9	1,4	0,2	0,7 – 6,4
01.05.1999	34	2,6	2,2	3,0	1,1	0,2	0,9 – 4,6
26.06.1999	34	2,7	1,9	3,2	1,1	0,2	0,8 – 4,7
28.08.1999	34	2,9	2,3	3,2	1,1	0,2	0,2 – 4,6
30.10.1999	34	2,8	2,0	3,2	1,3	0,2	0,6 – 4,7

**Tabelle 4.95:** Abhängigkeit der Cholesterinkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Beim Mittelwertvergleich ist ein leichter Anstieg der Cholesterinkonzentration von Ende Februar bis Ende August und ein darauffolgender geringer Abfall bis Ende Oktober zu verzeichnen. Diese jahreszeitlichen Schwankungen sind statistisch jedoch nicht signifikant.

Bei der nach Geschlechtern getrennten Betrachtung der einzelnen Probenentnahmezeitpunkte wurden bei den Weibchen stets deutlich höhere Cholesterinkonzentrationen gemessen als bei den Männchen. Außer bei Entnahme 2 waren diese Unterschiede statistisch signifikant.





#### 4.3.19. Triglyceride (TRIG)

Spezies	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Gesamtpopulation	204	2,1	2,3	0,2	0,0 – 10,3
Testudo graeca	60	2,1	2,6	0,3	0,0 – 10,3
Testudo hermanni	114	2,4	2,2	0,2	0,0 – 9,4
Testudo marginata	30	1,1	1,8	0,3	0,0 – 5,9

**Tabelle 4.96:** Tierartliche Abhängigkeiten der Triglyceridkonzentration (mmol/l)

Im Artvergleich verhalten sich die Triglyceride wie das Cholesterin, wobei die Unterschiede bei den Triglyceriden weniger gravierend sind. Die Triglyceridkonzentrationen bei Breitrandschildkröten sind signifikant geringer als bei Griechischen und Maurischen Landschildkröten ( $p = 0,0078$ ;  $p = 0,0482$ ). Griechische Landschildkröten besitzen zudem etwas höhere Triglyceridspiegel als Maurische Landschildkröten. Dieser Artunterschied ist jedoch nicht signifikant.

Geschlecht	n	x	s	SEM	MIN - MAX
Männlich	78	0,4	0,6	0,1	0,0 – 3,2
Weiblich	126	3,2	2,4	0,2	0,0 – 10,3

**Tabelle 4.97:** Geschlechtsunterschiede der Triglyceridkonzentration (mmol/l)

Höchst signifikant ist der Unterschied der Triglyceridspiegel beim Vergleich von weiblichen und männlichen Tieren ( $p = 0,0001$ ). Weibliche Landschildkröten besitzen erheblich höhere Triglyceridspiegel als männliche.

Entnahme- datum	n	x	x männlich	x weiblich	s	SEM	MIN - MAX
27.02.1999	34	0,8	0	1,3	1,3	0,2	0,0 – 5,0
04.04.1999	34	2,1	0,6	3,0	2,3	0,4	0,0 – 9,4
01.05.1999	34	2,2	0,4	3,3	2,0	0,3	0,0 – 7,1
26.06.1999	34	2,7	0,6	4,0	2,6	0,4	0,0 – 10,0
28.08.1999	34	2,4	0,5	3,5	2,6	0,4	0,0 – 10,3
30.10.1999	34	2,5	0,5	3,7	2,5	0,4	0,0 – 7,4

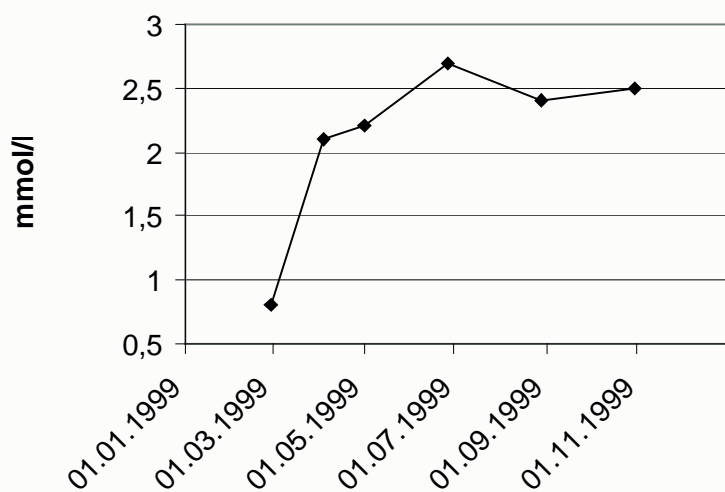
**Tabelle 4.98:** Abhängigkeit der Triglyceridkonzentration (mmol/l) vom Blutentnahmezeitpunkt

Bei saisonaler Betrachtung ist ein starker Anstieg der Triglyceridspiegel während des Frühjahrs zu verzeichnen. Mit Minimalwerten nach der Winterruhe beginnend, erfolgt eine rasche Zunahme der Triglyceridkonzentration auf ein Maximum Ende Juni. Während des Sommers gehen die Werte etwas zurück, um im Herbst wieder geringfügig anzusteigen.

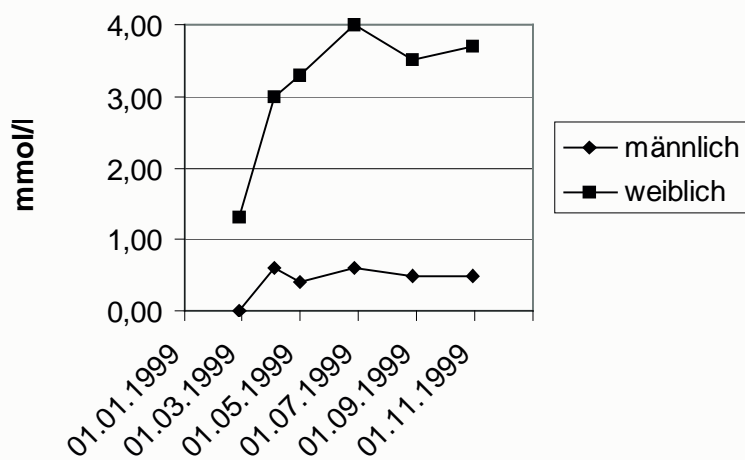
Bei der nach Geschlechtern getrennten Betrachtung der einzelnen Probenentnahmezeitpunkte zeigt sich ein nahezu paralleler Verlauf bei männlichen und weiblichen Schildkröten, wobei die Triglyceridkonzentration bei den Weibchen stets höchst signifikant größer war.

Beim geschlechtsunabhängigen Vergleich der einzelnen Termine sind die Unterschiede zwischen Probenentnahme 1 und allen übrigen Zeitpunkten statistisch signifikant. Beim Vergleich der Entnahmen 2 – 6 bestehen keine signifikanten Unterschiede.

**Abb. 4.32: Triglyceridkonzentration (mmol/l) im Jahresverlauf**



**Abb. 4.32a: Triglyceridkonzentration (mmol/l) im Jahresverlauf unterteilt nach dem Geschlecht**



### 4.3.20. Übersicht

Bei der Erstellung der nachfolgenden Übersicht wurden nicht signifikante Unterschiede ( $p > 0,05$ ) mit -, signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,05$ ) mit +, hoch signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,01$ ) mit ++ und höchst signifikante Unterschiede ( $p \leq 0,001$ ) mit +++ gekennzeichnet, wobei jeweils der Wert höchster Signifikanz bei der Bewertung der jeweiligen Fragestellung ausschlaggebend war.

	Einheit	n	$\bar{x} \pm s$	Tierart	Geschlecht	Jahreszeit
Kalium	mmol/l	204	$3,9 \pm 0,8$	–	–	+++
Natrium	mmol/l	204	$133,4 \pm 7,7$	+	–	+++
Chlorid	mmol/l	204	$109,8 \pm 6,4$	–	–	+++
Kalzium	mmol/l	204	$3,3 \pm 0,8$	+	+++	++
Phosphor	mmol/l	204	$1,0 \pm 0,5$	–	+++	+++
Ca/P		204	$4,1 \pm 3,1$	–	–	+++
Harnstoff	mmol/l	204	$4,7 \pm 8,1$	–	–	+++
Harnsäure	$\mu\text{mol/l}$	204	$173,9 \pm 91,2$	+++	+	+++
ALT	U/l	204	$12,5 \pm 9,7$	+	+	+
AST	U/l	204	$108,7 \pm 120,4$	+++	–	+
LDH	U/l	204	$1392 \pm 1193,4$	+++	–	–
CK	U/l	204	$263,2 \pm 381,6$	++	–	++
Gesamtprotein	g/l	204	$36,5 \pm 11,2$	+	+++	+++
Albumin	g/l	204	$9,2 \pm 5,3$	–	+	+++
Globulin	g/l	204	$27,4 \pm 6,6$	+++	+++	+++
Alb/Glob		204	$0,3 \pm 0,1$	–	–	++
Glukose	mmol/l	204	$3,8 \pm 1,5$	+	–	+++
Cholesterin	mmol/l	204	$2,7 \pm 1,2$	+++	+++	–
Triglyceride	mmol/l	204	$2,1 \pm 2,3$	++	+++	+++

**Tabelle 4.99:** Gesamtmittelwerte und Abhängigkeit der blutbiochemischen Parameter von Tierart, Geschlecht und Jahreszeit

#### 4.4. Ergebnisse der Herpesvirus-Antikörperbestimmung (Neutralisationstest)

Während im Sommer 1999 (Untersuchungszeitraum) alle Tiere auf Herpesvirusantikörper getestet wurden, erfolgte eine Nachtestung im Sommer 2000 nur in der gesamten Gruppe der Maurischen Landschildkröten, in welcher 1999 ein Tier einen positiven Herpesvirusantikörpertiter aufwies. Erwähnenswert ist, daß auch die positiv getesteten Tiere klinisch völlig symptomlos waren.

Tier-Nr.	Herpes-AK Sommer 1999	Herpes-AK Sommer 2000	Tier-Nr.	Herpes-AK Sommer 1999	Herpes-AK Sommer 2000
T.h.1	Negativ	Nicht getestet	T.g.1	Negativ	Negativ
T.h.2	Negativ	Nicht getestet	T.g.2	Negativ	Negativ
T.h.3	Negativ	Nicht getestet	T.g.3	Negativ	Fraglich
T.h.4	Negativ	Nicht getestet	T.g.4	Positiv	Positiv
T.h.5	Negativ	Nicht getestet	T.g.5	Negativ	Fraglich
T.h.6	Negativ	Nicht getestet	T.g.6	Negativ	Positiv
T.h.7	Negativ	Nicht getestet	T.g.7	Negativ	Fraglich
T.h.8	Negativ	Nicht getestet	T.g.8	Negativ	Positiv
T.h.9	Negativ	Nicht getestet	T.g.9	Negativ	Positiv
T.h.10	Negativ	Nicht getestet	T.g.10	Negativ	Negativ
T.h.11	Negativ	Nicht getestet			
T.h.12	Negativ	Nicht getestet			
T.h.13	Negativ	Nicht getestet			
T.h.14	Negativ	Nicht getestet			
T.h.15	Negativ	Nicht getestet	T.m.1	Negativ	Nicht getestet
T.h.16	Negativ	Nicht getestet	T.m.2	Negativ	Nicht getestet
T.h.17	Negativ	Nicht getestet	T.m.3	Negativ	Nicht getestet
T.h.18	Negativ	Nicht getestet	T.m.4	Negativ	Nicht getestet
T.h.19	Negativ	Nicht getestet	T.m.5	Negativ	Nicht getestet

**Tabelle 4.100:** Ergebnisse der Herpesantikörperbestimmung

T.h. - Testudo hermanni, T.g. - Testudo graeca, T.m. - Testudo marginata

## V. Diskussion

### 5.1. Fehlerquellen

Wie leicht einzusehen ist, werden die vorgelegten Ergebnisse von zahlreichen Faktoren, welche durch den Versuchsansatz bedingt sind, beeinflußt. Die Auswahl, die Haltungs- und Ernährungsbedingungen der Tiere, die Probenentnahme- und Verarbeitung und nicht zuletzt die gewählte Labortechnik sind Einflußfaktoren, welche im direkten Zusammenhang mit den erhaltenen Einzelergebnissen betrachtet werden müssen.

Beim tierartlichen Vergleich muß eine wesentliche Einschränkung in der unterschiedlichen, teilweise sehr geringen Gruppengröße (5 – 10 – 19) gesehen werden. Das zur Verfügung stehende Tiermaterial bestand zum größten Teil aus Griechischen Landschildkröten (19), was zum einen zur Folge hat, daß der jeweilige Mittelwert (bezogen auf die Gesamtpopulation, das Geschlecht und den Probenentnahmezeitpunkt) der einzelnen Parameter überdurchschnittlich von dieser einen Art beeinflußt wird und zum anderen vor allem in der Gruppe der Breitlandschildkröten (5) Einzelindividuen übermäßigen Einfluß auf den Artdurchschnitt gewinnen. Auch die Geschlechterverteilung ist nicht gleichmäßig, so daß die weiblichen Tiere (21) einen etwas größeren Einfluß auf das Gesamtergebnis ausüben dürften als die Männchen (13).

Auch wurde der Begriff der Gesundheit der Probanden auf das Fehlen von klinischen Symptomen reduziert. Kotproben ergaben stets einen geringgradigen Parasitenbefall, was aber den natürlichen Gegebenheiten entspricht. Zu beachten ist auch, daß in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten mehrere Tiere im Herpesvirusantikörpertest positiv reagierten. Unter Umständen fanden im Untersuchungszeitraum sogar einige Neuinfektionen statt. Dafür spricht die Tatsache, daß der Herpesantikörpertest 1999 nur einmal, im Jahr 2000 dagegen 7 mal, positiv oder zumindest fraglich, ausfiel. Alle Tiere

waren dabei völlig symptomlos, was bei Maurischen Landschildkröten als normal zu betrachten ist.

Sowohl der Umstand der im Frühjahr und Herbst notwendigen Haltung im Zimmerterrarium wie auch der zeitweisen Salatfütterung macht sich bei der Betrachtung einzelner Blutparameter bemerkbar.

Ein weiterer Einflußfaktor ist in der Blutentnahme selbst zu suchen. Wie bereits DONHAUSER (1997) nachwies, kann eine traumatische, daß heißt mit Suchbewegungen verbundene, Blutentnahme insbesondere bestimmte Enzymaktivitäten beeinflussen (CK, LDH, AST). Während die Probenentnahme bei Griechischen Landschildkröten und Breitrandschildkröten meist problemlos und zügig gelang, erwiesen sich die Maurischen Landschildkröten teilweise als „unkooperativ“. Auch haben insbesondere die Weibchen einen kürzeren, schwierig zu fassenden Schwanz. Beide Umstände trugen dazu bei, daß die Blutentnahme bei den Maurischen Landschildkröten schwieriger war als bei den anderen Arten.

Desweiteren muß davon ausgegangen werden, daß die gewählte Labortechnik nicht unerheblichen Einfluß auf die Ergebnisse hat (BOLTEN, JACOBSON und BJORN DAL 1992). Die manuellen Zählverfahren zur Bestimmung der hämatologischen Parameter bergen in sich eine hohe Ungenauigkeit und sind stark subjektiv beeinflusst (KRAFT und DÜRR 1997). Innerhalb der untersuchten Probandengruppe waren diese Einflußfaktoren aber immer konstant.

Vergleiche mit den Ergebnissen anderer Arbeiten sollten immer unter Beachtung der gewählten Analysemethoden angestellt werden.

## **5.2. Körpergewicht und Carapaxlänge**

Das Körpergewicht der untersuchten Tiere betrug 229 – 2925 g, die Carapaxlänge 117 – 269 mm. Es handelte sich somit in erster Linie um adulte, bei 4 Tieren um subadulte Schildkröten, welche im Untersuchungszeitraum nur ein geringes Längenwachstum

zeigten. Da keine Jungtiere in die Untersuchung einbezogen wurden, kann eine altersabhängige Beeinflussung der untersuchten Blutparameter weitgehend ausgeschlossen werden.

Die ermittelten Jackson-Quotienten schwankten zwischen 1,96 und 11,36, wobei kleinere Tiere niedrigere, größere dagegen höhere Jackson-Quotienten aufwiesen. Die untersuchten Tiere bewegten sich damit innerhalb der von JACKSON (1980) veröffentlichten Referenzbereiche für gesunde Griechische und Maurische Landschildkröten. Lediglich direkt nach der Winterruhe wurden die von JACKSON (1980) genannten Untergrenzen des Quotienten von einzelnen Tieren unterschritten, welche dieses Defizit aber bereits während der ersten Frühjahrswochen aufholten. Bei der Nutzung des Quotienten ist zu beachten, daß seine Größe streng von der Carapaxlänge der Tiere abhängt und auf Grund der unterschiedlichen Körperproportionen auch stark artabhängig ist. Für *Testudo marginata* existieren in der Literatur bisher keine Referenzwerte. Lediglich die Angaben von DONHAUSER (1997) können zum Vergleich herangezogen werden. Da die Breitrandlandschildkröten der eigenen Untersuchung durchschnittlich größer und schwerer waren als die von DONHAUSER untersuchten Tiere, wurde im Mittel auch ein größerer Jackson-Quotient ermittelt.

### **5.3. Hämatologische Untersuchungen**

#### **5.3.1. Hämatokrit (HCT)**

Mit  $21,3 \pm 5,3$  % lag der durchschnittliche Hämatokrit in dieser Untersuchung im unteren Bereich der für europäische Landschildkröten in der Literatur angegebenen Mittelwerte (LAWRENCE und HAWKEY 1986, GÖBEL und SPÖRLE 1992, WIECHERT 1992, DONHAUSER 1997), was für einen guten Hydratationsgrad der Tiere im gesamten Untersuchungszeitraum spricht. Auch der Schwankungsbereich von 10 – 43 % entspricht im wesentlichen den Angaben in der vorgenannten Literatur. Die von LAWRENCE (1987) veröffentlichten, wesentlich höheren Hämatokritwerte (bis 62 %)



stammten von Tieren mit Anorexie nach der Winterruhe. Einen ungewöhnlich hohen Referenzbereich (artübergreifend) von 32 – 55 % gibt auch McARTHUR (1996) an.

Artabhängig schwankten die Durchschnittswerte zwischen 20,0 und 22,2 %. Wie bei DONHAUSER (1997) beschrieben, hatten auch in der vorliegenden Untersuchung Griechische Landschildkröten einen höheren Hämatokrit als Maurische und Breitrandschildkröten, was den Ergebnissen von LAWRENCE und HAWKEY (1986) entspricht, die diesen Sachverhalt jedoch statistisch nicht belegen konnten. Bezieht man weiterhin die Arbeiten von GAUMER und GOODNIGHT (1957) und FRAIR (1977), welche ähnliche Beobachtungen bei Sumpf- bzw. Meeresschildkröten machten, in die Betrachtungen mit ein, so kann allgemein von einer Artabhängigkeit des Hämatokrits ausgegangen werden.

Wie in einigen anderen Arbeiten (ALTLAND und THOMPSON 1958, DONHAUSER 1997) bereits beschrieben, hatten auch in der vorliegenden Untersuchung männliche Landschildkröten signifikant höhere Hämatokritwerte als die Weibchen. Während LAMNEK (1996) ähnliche Unterschiede bei *Emys orbicularis* beobachtete, diese aber statistisch nicht belegen konnte, verneinen andere Autoren diese Aussage (GAUMER und GOODNIGHT 1957, TAYLOR und JACOBSON 1982, BOLTEN und BJORNDALE 1992).

Jahresperiodische Schwankungen des Hämatokrits wurden von zahlreichen Autoren beschrieben (KAPLAN und RUEFF 1960, MASAT und MUSACCHIA 1965, GILLES-BAILLIEN 1973, LAWRENCE und HAWKEY 1986, McARTHUR 1996). Sie lassen sich im wesentlichen wie folgt zusammenfassen: niedrige Werte während der Aktivitätsphasen - hohe während der Ruhephasen. MUSACCHIA und GRUNDHAUSER (1962) brachten die jahresperiodischen Veränderungen des Hämatokrits in direkten Zusammenhang mit dem Wassergehalt im Blut und konstatierten hohe Wassergehalte im Frühjahr und Sommer und niedrige Wassergehalte im Herbst und Winter. Wassergehalt und Hämatokrit sind dabei negativ korreliert.

Auch die hier untersuchten Schildkröten zeigten dementsprechende Schwankungen des Hämatokrits. Direkt im Anschluß an die Winterruhe wurden signifikant höhere Werte gemessen als im weiteren Jahresverlauf. Nach einem drastischen Abfall im Frühjahr sank der Hämatokrit im Verlauf des gesamten Untersuchungszeitraumes geringfügig ab.

Während sich die Ergebnisse von PAGES et al. (1992) (Anstieg des Hämatokrits vom Sommer zum Herbst) mit dem vorher gesagten in Einklang bringen lassen, fehlt bei LAMNEK (1996) eine Begründung für den Anstieg des Hämatokrits bei europäischen Sumpfschildkröten während der Aktivitätsphase im Frühjahr. Im übrigen Jahresverlauf berichtet aber auch LAMNEK von einem Abfall des Hämatokrits im Sommer und einem Anstieg im Winter. Jedoch scheint sich der Hämatokrit bei Sumpfschildkröten, welche die Ruhephasen im Wasser verbringen, ohnehin anders zu verhalten als bei Landschildkröten (HUTTON 1960).

Die Tatsache, daß TAYLOR und JACOBSON (1982) sowie DONHAUSER (1997) keine saisonalen Veränderungen feststellten, dürfte darauf zurückzuführen sein, daß diese Autoren ihre Tiere nur während der Aktivitätsphasen untersuchten.

### **5.3.2. Erythrozytenzahl (RBC)**

Die untersuchten Schildkröten hatten eine durchschnittliche Erythrozytenzahl von  $(5,0 \pm 1,4) \times 10^5/\mu\text{l}$ . Die Werte liegen damit im Bereich der in der Literatur veröffentlichten Daten (DUGUY 1970, GILLES-BAILLIEN 1973, LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997). Allgemein fällt eine relativ große Streubreite der Erythrozytenzahlen auf, was sicherlich auf die Probleme bei der Zählung der Erythrozyten (hohe Fehleranfälligkeit bei manueller Auszählung) zurückzuführen ist. Die in der vorliegenden Arbeit ermittelte Schwankungsbreite von  $2,2 - 9,0 \times 10^5/\mu\text{l}$  liegt dabei deutlich unter den Angaben anderer Quellen (LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997).

Eine Ursache hierfür kann sicherlich in der einheitlicheren Probandengruppe gesucht werden.

Ähnlich den Ergebnissen anderer Untersucher (LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997) sind Artunterschiede der Erythrozytenzahl bei den untersuchten Schildkröten nicht relevant. Mit Mittelwerten von  $5,0 - 5,1 \times 10^5/\mu\text{l}$  war die Streubreite zudem extrem gering.

Zu anderen Ergebnissen gelangten GAUMER und GOODNIGHT (1957), was darin begründet sein dürfte, daß die von ihnen untersuchten Arten sowohl in ihrem Verwandtschaftsgrad als auch in ihrer Lebensweise wesentlich stärker differieren als die Gruppe der europäischen Landschildkröten untereinander.

Während einige Untersucher (GAUMER und GOODNIGHT 1957, TAYLOR und JACOBSON 1982) keinerlei Geschlechtsunterschiede der Erythrozytenzahl nachweisen konnten, waren die Erythrozytenzahlen der untersuchten männlichen Landschildkröten höchst signifikant größer als die der Weibchen. Diese Aussage wird auch durch die Arbeiten von ALTLAND und THOMPSON (1958), DUGUY (1970), LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) bestätigt.

Am vorliegenden Datenmaterial konnten, ähnlich wie bei TAYLOR und JACOBSON (1982), keine signifikanten Veränderungen der Erythrozytenzahl im Jahresverlauf festgestellt werden. In der Literatur wird dieses Thema jedoch recht kontrovers diskutiert. DUGUY (1970) sucht die Ursache für ein Ansteigen des RBC vor und ein Absinken nach der Winterruhe unter anderem im Sexualzyklus der Tiere. Diese Vermutung wird auch durch die Arbeit von LAMNEK (1996) nahegelegt, welcher zumindest bei den männlichen Tieren ein Absinken der Erythrozytenzahl am Ende der Paarungszeit bemerkt.

HUTTON und GOODNIGHT (1957) führen eine zunehmende Hämokonzentration als Ursache für steigende Erythrozytenzahlen während der Winterruhe an. Dem entsprechen auch die Angaben von McARTHUR (1996). Dagegen sehen HAGGAG et al. (1966) bei Untersuchungen am Steppenwaran (*Varanus gresus*) in einem erhöhtem Sauerstoffbedarf während der Aktivitätsphase einen Grund für höhere Erythrozytenzahlen im Sommer.

Bei PAGES et al. (1992) hat *Mauremys caspica leprosa* im Herbst höhere RBC-Werte als im Sommer, was als Adaptationsmechanismus, im Sinne einer Erhöhung der Sauerstoffkapazität vor der Winterruhe, gesehen wird. Auch DONHAUSER 1997 beobachtete einen Anstieg der Erythrozytenzahlen vom Frühjahr zum Herbst.

Zu übereinstimmenden Ergebnissen gelangten KAPLAN und RUEFF 1960 und LAWRENCE und HAWKEY (1986). Sie berichten von fallenden Erythrozytenzahlen im Sommer, einem Anstieg des RBC vor der Winterruhe, einem starken Abfall bis zum Dezember, welcher von einem kontinuierlichen Anstieg bis zum Ende der Winterruhe gefolgt wird. Im Gegensatz dazu konnte GILLES-BAILLIEN (1973) keinen Anstieg des RBC vor der Winterruhe bemerken, während die Ergebnisse im übrigen Jahresverlauf mit denen der vorgenannten Untersuchern übereinstimmten.

### 5.3.3. Hämoglobin (HGB)

Ebenso wie der Hämatokrit liegt auch der ermittelte mittlere Hämoglobingehalt mit  $6,0 \pm 1,6$  g/dl im unteren Bereich der in der Literatur angegebenen Referenzwerte (LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997). Unterschiede in den Haltungs- und Fütterungsbedingungen der Probanden können als Erklärung für diese Abweichung dienen (DONHAUSER 1997).

Im tierartlichen Vergleich schwankten die Mittelwerte von 5,5 – 6,3 g/dl, wobei Griechische Landschildkröten hoch signifikant höhere Hämoglobingehalte aufwiesen als Maurische Landschildkröten und Breitlandschildkröten, was den beim Hämatokrit beschriebenen Verhältnissen entspricht. Auch bei LAWRENCE und HAWKEY (1986) und DONHAUSER (1997) hatten Griechische Landschildkröten höhere Hämoglobingehalte als die beiden anderen Arten, jedoch waren hier die Ergebnisse statistisch nicht signifikant. STENROOS und BOWMAN (1968) dokumentierten unterschiedliche Hämoglobingehalte bei verschiedenen Sumpfschildkrötenarten. Eine Aussage über die statistische Signifikanz wird hier nicht getroffen. GAUMER und GOODNIGHT (1957) konstatierten höhere Hämoglobingehalte bei stärker aquatisch

lebenden Arten, was beim Vergleich der Ergebnisse anderer Untersucher (BERNSTEIN 1938, KAPLAN und RUEFF 1960, HIRSCHFELD und GORDON 1965, JACOBSON et al. 1991, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997) nicht bestätigt werden kann.

Analog dem Hämatokrit und der Erythrozytenzahl ist auch die Hämoglobinkonzentration der untersuchten männlichen Landschildkröten höchst signifikant größer als die der Weibchen. Dieser Sachverhalt wird auch durch die Arbeiten von ALTLAND und THOMPSON (1958), LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) bestätigt. Andere Untersucher (GAUMER und GOODNIGHT 1957, TAYLOR und JACOBSON 1982) konnten allerdings keinen derartigen Zusammenhang nachweisen.

Der in der vorliegenden Untersuchung recht ungleichmäßige Jahresverlauf des Hämoglobingehaltes zeigte übereinstimmend mit den Ergebnissen von TAYLOR und JACOBSON (1982) und DONHAUSER (1997) keine signifikanten saisonalen Abhängigkeiten. Andere Autoren dokumentierten dagegen saisonale Schwankungen der Hämoglobinkonzentration und sind übereinstimmend der Meinung, daß eine direkte Korrelation zwischen Hämatokrit und Hämoglobingehalt besteht (LAWRENCE und HAWKEY 1986, PAGES et al. 1992).

Interessant ist die Tatsache, daß im Oktober bei relativ hohen Hämoglobinwerten das Jahresminimum des Hämatokrits gemessen wurde, während im übrigen Jahresverlauf annähernde Korrelation zwischen den beiden Werten bestand. In diesem Sachverhalt stimmt das Ergebnis der vorliegenden Arbeit mit den Untersuchungen von LAMNEK (1996) an *Emys orbicularis* überein.

LAMNEK konnte diese jahresperiodischen Schwankungen auch bei der Hämoglobinkonzentration statistisch belegen.

#### **5.3.4. Erythrozytenindizes (MCHC, MCH, MCV)**

Bei der Betrachtung der Erythrozytenindizes ist zu beachten, daß sich Ungenauigkeiten bei der Ermittlung der einzelnen Erythrozytenparameter (insbesondere RBC!) natürlich auch auf die Indizes auswirken, da es sich hier ja lediglich um errechnete Werte handelt.

Weder in der durchgesehenen Literatur noch im vorliegenden Datenmaterial konnten Hinweise auf eine Geschlechtsabhängigkeit der Erythrozytenindizes gefunden werden.

##### **a) Mean corpuscular hemoglobin concentration (MCHC)**

Der mittlere Hämoglobingehalt der Erythrozyten lag bei den untersuchten Tieren mit durchschnittlich  $28,2 \pm 3,7$  g/dl und einer Streubreite von 18,4 – 48,1 g/dl im Bereich der von LAWRENCE und HAWKEY (1986) für *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* ermittelten Werte. Auch andere Untersucher kamen bei verschiedenen Schildkrötenarten (SAMOUR et al. 1986, JACOBSON et al. 1991, BRADLEY 1998) wie auch bei anderen Reptiliengruppen (HAWKEY et al. 1991) zu ähnlichen Ergebnissen.

In der Literatur waren keine Hinweise auf signifikante Artunterschiede der MCHC zu finden. Bei den untersuchten Tieren konnte dagegen ein, wenn auch geringer, aber dennoch statistisch signifikanter, Unterschied der MCHC zwischen *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* nachgewiesen werden. Die Erythrozyten der griechischen Landschildkröten wiesen merklich höhere Hämoglobingehalte als die der beiden anderen Arten auf.

Spärlich sind die Literaturangaben zur Saisonalität der MCHC. Während PAGES et al. (1992) keine saisonalen Veränderungen der MCHC bemerkten, berichten LAWRENCE und HAWKEY (1986) von sinkenden Werten im Winter und steigenden im Sommer. Übereinstimmend mit den Ergebnissen von LAWRENCE und HAWKEY lassen auch die

vorliegenden Werte den Schluß zu, daß die MCHC während der Ruheperioden geringer ist als während der Aktivitätsphasen. Die Minimalwerte bezeichnen zum einen das Ende Winterruhe, zum anderen die Phase verminderter Aktivität am Ende des Sommers. Nach Überführung der Schildkröten ins Zimmerterrarium im Spätsommer beginnt regelmäßig eine Phase erhöhter Aktivität und Nahrungsaufnahme, was den natürlichen Bedingungen (Ende der sommerlichen Trockenperiode) nahe kommt und mit einem hoch signifikanten Anstieg der MCHC einhergeht. Der vom Gesamtbild abweichende geringe Abfall der Werte Anfang Mai ist statistisch gesehen als zufällig zu bewerten.

#### **b) Mean corpuscular hemoglobin (MCH)**

Mit  $121,6 \pm 23,9$  pg liegt der ermittelte Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten innerhalb der in der Literatur angegebenen Referenzwerte (LAWRENCE und HAWKEY 1986, JACOBSON et al 1991, SAMOUR et al. 1986). Lediglich Mc ARTHUR (1996) gibt extrem abweichende Werte von 20 – 26 pg an. Eine sinnvolle Erklärung für diese extreme Abweichung kann nur in einem Rechenfehler (etwa eine Zehnerpotenz!) gesehen werden.

Die sicherlich auf die oben erwähnten Probleme bei der Erythrozytenzählung zurückzuführende hohe Schwankungsbreite von 52,0 – 222,2 pg entspricht den Ergebnissen anderer Untersucher (HAWKEY et al. 1991, BRADLEY et al. 1998).

Während in der durchgesehenen Literatur keinerlei Hinweise auf Artunterschiede des MCH vorliegen, wiesen die untersuchten griechischen Landschildkröten höchst signifikant höhere MCH-Werte auf als die beiden anderen Arten. Die Tatsache, daß die untersuchten griechischen Landschildkröten sowohl beim MCH als auch beim MCV signifikant über den Werten der anderen Arten liegen, bestätigt die Aussage von HAWKEY et al. (1991), wonach eine streng positive Korrelation zwischen MCH und MCV besteht.

Hinweise auf saisonale Veränderungen des MCH konnten lediglich bei PAGES et al. (1992) gefunden werden. Waren die Unterschiede im Jahresverlauf des MCH in vorliegender Untersuchung auch statistisch nicht signifikant, so lassen sie sich doch mit den Ergebnissen von PAGES et al. in Einklang bringen. Die Aussage von PAGES et al., wonach die Werte im Herbst etwas über dem Sommerdurchschnitt liegen, läßt sich mit der Annahme ebenfalls relativ hoher Werte im Frühjahr ergänzen.

### **c) Mean corpuscular volume (MCV)**

Auch der für das mittlere Zellvolumen errechnete Mittelwert von  $432,4 \pm 74,2$  fl sowie dessen Schwankungsbreite von  $173,4 - 727,3$  fl stimmt gut mit den Literaturangaben überein (GILLES-BAILLIEN 1973, LAWRENCE und HAWKEY 1986, HAWKEY et al. 1991). Ebenso wie beim MCH weichen die Angaben von Mc ARTHUR (1996) extrem von den übrigen Quellen ab ( $59,0-77,0$  fl).

Die in allen Untersuchungen große Schwankungsbreite des MCV muß sicherlich auf die bekannten Probleme bei der Ermittlung der Erythrozytenzahl zurückgeführt werden.

Übereinstimmend mit dem beim MCH gesagten, ist auch das MCV griechischer Landschildkröten signifikant größer als das von Breitrandsschildkröten und Maurischen Landschildkröten. In der Literatur waren dagegen keine Angaben zu dieser Fragestellung zu finden.

In der jahreszeitlichen Betrachtung gleicht der Verlauf des MCV auffallend dem des Hämatokrits, was sich dadurch erklären läßt, daß der RBC keine nennenswerten saisonalen Schwankungen aufweist. Das MCV als Quotient aus HCT und RBC wird deshalb bei nahezu konstanter Erythrozytenzahl im saisonalen Verlauf ausschließlich vom Hämatokrit beeinflusst: einem Maximum direkt nach der Winterruhe folgt ein rasanter Abfall der Werte während des Frühjahrs sowie ein weiterer allmählicher Rückgang im Verlauf des Sommers. Bei umgekehrter Betrachtung muß deshalb davon ausgegangen werden, daß der erhöhte Hämatokrit nach der Winterruhe nicht durch



eine Erhöhung der Zellzahl sondern vielmehr durch ein erhöhtes Zellvolumen zustande kommt.

Im Unterschied zu den beschriebenen Verhältnissen beobachteten PAGES et al. (1992) im Herbst geringfügig höhere MCV-Werte als im Sommer

GILLES-BAILLIEN (1973) und LAWRENCE und HAWKEY (1996) berichten lediglich von einem Anstieg des MCV zum Beginn der Winterruhe während im übrigen Jahresverlauf die Werte nur wenig variierten.

### **5.3.5. Leukozytenzahl (WBC)**

Mit durchschnittlich  $6,6 \pm 3,6 \times 10^3/\mu\text{l}$  liegt die ermittelte mittlere Leukozytenzahl im Bereich der in der Literatur veröffentlichten Werte (ROSSKOPF 1982, LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997). Wie bereits 1970 von DUGUY erwähnt, wurde auch in dieser Untersuchung eine große Schwankungsbreite der Leukozytenzahlen ermittelt ( $1,1 - 18,5 \times 10^3/\mu\text{l}$ ). Begründet ist diese hohe Variabilität der Leukozytenzahl zum einen durch Probleme bei der manuellen Auszählung (CAMPBELL 1996) zum anderen durch zahlreiche physiologische Einflußfaktoren (DUGUY 1970).

Im tierartlichen Vergleich besaßen die untersuchten Maurischen Landschildkröten deutlich höhere Leukozytenzahlen als Breitrandschildkröten und Griechische Landschildkröten. Fraglich ist jedoch, ob es sich hier um einen echten tierartlichen Unterschied handelt oder die höhere Leukozytenzahl der untersuchten Maurischen Schildkröten vielmehr durch die im Untersuchungszeitraum vorhandene Herpesinfektion in dieser Schildkrötengruppe begründet ist. Eine Klärung dieser Frage wäre vor allen in diagnostischer Hinsicht wertvoll, zumal alle untersuchten Tiere klinisch symptomlos waren.

Auch DONHAUSER (1997) konnte Artunterschiede der Leukozytenzahl nachweisen. Hier war es jedoch die Gruppe der Breitrandschildkröten, welche sich durch erhöhte Leukozytenzahlen von den anderen Tieren abhob. Auch bei DONHAUSER befanden sich die betroffenen Tiere innerhalb eines Bestandes, was die Frage nahelegt, ob auch

hier eine bestandsinterne Infektion vorlag (z.B. die bei Breitrandschildkröten häufigen Atemwegsprobleme durch Mykoplasmeninfektionen?). Interessant ist weiterhin die Tatsache, daß die von DONHAUSER (1997) untersuchten Maurischen Landschildkröten im Tierartvergleich die niedrigsten Leukozytenzahlen aufwiesen.

Der von DONHAUSER ermittelte Durchschnittswert der Gesamtpopulation lag mit  $8,73 \times 10^3/\mu\text{l}$  ebenso wie die Schwankungsbreite erheblich über den in dieser Arbeit gemessenen Werten. Eine Erklärung dafür dürfte in der von DONHAUSER untersuchten inhomogenen Population zu finden sein.

Die von LAWRENCE und HAWKEY (1986) sowie LAWRENCE (1987) vermuteten Artunterschiede der Leukozytenzahl waren auf Grund der großen Streuung der Werte statistisch nicht signifikant.

Ähnlich den Ergebnissen, welche LAMNEK (1996) nach Untersuchungen an europäischen Sumpfschildkröten vorlegte, konnten auch in dieser Arbeit signifikant höhere Leukozytenzahlen bei männlichen Tieren im Vergleich zu den Weibchen nachgewiesen werden. Eine übermäßige Beeinflussung durch die Gruppe der Maurischen Landschildkröten kann dabei ausgeschlossen werden, da gerade in dieser Gruppe mit erhöhten Leukozytenzahlen die Weibchen deutlich überwogen (7 : 3).

Andere Autoren verneinen dagegen eine Geschlechtsabhängigkeit des WBC (ALTLAND und THOMPSON 1958, DUGUY 1967, TAYLOR und JACOBSON 1982, LAWRENCE 1987, DONHAUSER 1997).

Hoch signifikant waren die Unterschiede der Leukozytenzahl im Jahresverlauf. Analog zu den Ergebnissen von TAYLOR und JACOBSON (1982) wurden die höchsten Leukozytenzahlen im Frühjahr ermittelt, während im Spätsommer und Herbst niedrige Werte gemessen wurden. Übereinstimmend mit den eigenen Untersuchungen maßen auch LAWRENCE und HAWKEY (1986) die niedrigsten Leukozytenzahlen während der Winterruhe, jedoch wurde von ihnen, ähnlich wie von DONHAUSER (1997), ein Anwachsen der Leukozytenzahl vom Sommer zum Herbst beschrieben.

Wie von LAMNEK (1996) bei europäischen Sumpfschildkröten beobachtet, so wurde auch in den eigenen Untersuchungen nach Minimalwerten direkt nach der Winterruhe

ein massiver Anstieg der Leukozytenzahl verzeichnet. Im Unterschied zu den von LAMNEK vorgelegten Werten erfolgte dieser Anstieg jedoch erheblich schneller, so daß die Leukozytenzahl bereits im April ihr Maximum erreichte. Während sich bei den von LAMNEK untersuchten Sumpfschildkröten der Anstieg der Leukozytenzahl bis in den Sommer hinein fortsetzte, erfolgte beim eigenen Untersuchungsgut im Verlauf des Sommers ein deutlicher Abfall des WBC.

Fragt man nach Sinn und Ursache der jahresperiodischen Schwankungen der Leukozytenzahl, so drängt sich zumindest beim eigenen Datenmaterial die Erklärung auf, daß eine hohe Leukozytenzahl bzw. ein massiver Anstieg derselben immer an Phasen erhöhter Aktivität gebunden ist, während Ruhephasen mit niedrigen Zahlen zirkulierender weißer Blutzellen einhergehen. Einleuchtend erscheint auch die Annahme, daß Aktivitätsphasen mit einer stärkeren Beanspruchung der Immunabwehr der Tiere verbunden sind. So wäre sowohl das enorme Anwachsen der Leukozytenzahl im Frühjahr, der Abfall in den Sommermonaten als auch der geringere Anstieg während der zweiten Aktivitätsperiode im Frühherbst zu erklären.

### **5.3.6. Thrombozytenzahl (PLT)**

Auf die Probleme bei der Auszählung der Thrombozyten wurde bereits in den Abschnitten 2.4.5., 2.4.6. und 3.7.6. näher eingegangen, weshalb an dieser Stelle darauf verzichtet werden soll.

Mit einem Mittelwert von  $4,7 \pm 3,1 \times 10^3/\mu\text{l}$  und einer Streubreite von  $0,3 - 16,3 \times 10^3/\mu\text{l}$  lag die ermittelte Thrombozytenzahl im Bereich der wenigen Literaturangaben. Lediglich BRADLEY et al. (1998) berichten von einer wesentlich größeren Streubreite ( $4 - 80 \times 10^3/\mu\text{l}$ ).

Hinweise auf artabhängige, geschlechtsabhängige oder saisonale Schwankungen der Thrombozytenzahl fanden sich in keiner Quelle.

Auch am eigenen Probenmaterial ließen sich keine Hinweise auf eine Saisonalität der Thrombozytenzahlen entdecken. Jedenfalls waren die geringen Unterschiede im jahreszeitlichen Verlauf statistisch nicht signifikant.

Anders verhielt es sich bei der Betrachtung der Geschlechts- und Artabhängigkeit: männliche Landschildkröten besitzen signifikant mehr Thrombozyten als weibliche und Griechische Landschildkröten hatten im Vergleich der untersuchten Arten die niedrigste Thrombozytenzahl.

Auf Grund der erwähnten Probleme bei der Thrombozytenzählung sind diese Aussagen trotz statistischer Signifikanz mit Vorsicht zu interpretieren.

### **5.3.7. Differentialblutbild**

#### **5.3.7.1. Heterophile Granulozyten**

Der errechnete mittlere Anteil der heterophilen Granulozyten liegt mit  $24,5 \pm 13,4 \%$  etwas unter dem Durchschnitt der Literaturangaben für europäische Landschildkröten. Dagegen entspricht die Streubreite von 4 – 83 % den Angaben von LAWRENCE und HAWKEY (1986) und DONHAUSER (1997). Auf Grund der nachfolgend erläuterten saisonalen Veränderungen ist ein Vergleich von Durchschnittswerten sicherlich nur bei analogem Versuchsansatz sinnvoll. PIENAAR (1962) ermittelte beispielsweise bei *Geochelone pardalis* eine extrem niedrige prozentuale Heterophilenzahl von 5,2 %. Zu beachten ist auch die Uneinigkeit in der Nomenklatur der einzelnen Leukozyten in den verschiedenen Quellen.

Während in der Literatur Angaben zur Artabhängigkeit der prozentualen Heterophilenzahl fehlen, konnten in den eigenen Untersuchungen signifikante Unterschiede derselben nachgewiesen werden.

Entgegen der statistisch nicht belegten Vermutung von DONHAUSER (1997), wonach Breitlandschildkröten den niedrigsten Heterophilenanteil aufweisen, hatten beim

vorliegenden Probandenmaterial die Breitrandschildkröten signifikant höhere prozentuale Heterophilenzahlen als die unter gleichen Bedingungen gepflegten Griechischen und Maurischen Landschildkröten.

Zu beachten ist, daß in beiden Untersuchungen im Falle der Breitrandschildkröten nur ein kleiner Stichprobenumfang zur Verfügung stand, so daß von einer starken individuellen Beeinflussung ausgegangen werden muß.

Wie in zahlreichen anderen Arbeiten (DUGUY 1967, TAYLOR und JACOBSON 1982, DONHAUSER 1997), so konnte auch am vorliegenden Untersuchungsgut keine Geschlechtsabhängigkeit der prozentualen Heterophilenzahl ermittelt werden.

Abweichende Angaben machte nur LAMNEK (1996). Bei ihm hatten männliche *Emys orbicularis* durchschnittlich höhere Heterophilenanteile als die Weibchen.

Im Gegensatz zu den Angaben von TAYLOR und JACOBSON (1982), welche keine Saisonalität der Granulozytenzahlen bemerkten, konnten am eigenen Untersuchungsgut starke saisonale Schwankungen der prozentualen Heterophilenzahl beobachtet werden. Maximalwerten nach der Winterruhe folgte ein extremer Abfall der Heterophilen bis Anfang April. Im Anschluß stieg die prozentuale Heterophilenzahl bis Ende Juni wieder deutlich an, um dann bis zum Herbst wieder etwas abzusinken.

Dabei ist auffällig, daß sich der Anteil der Heterophilen im jahreszeitlichen Rhythmus genau entgegengesetzt zum Anteil der Lymphozyten verhält, daß heißt ein Ansteigen der Heterophilenzahl ist mit einem Abfall der Lymphozytenzahl verbunden und umgekehrt.

Recht gegensätzlich sind die Angaben zum Jahresverlauf der Heterophilen, in den verschiedenen Literaturquellen. Den eigenen Untersuchungen am nächsten kommen die Angaben von LAMNEK (1996). Wenn man davon ausgeht, daß die Probenentnahme im Frühjahr nicht direkt nach der Winterruhe erfolgte, so sind die Angaben von DONHAUSER (1997) den eigenen Untersuchungen eher entgegengesetzt. Bei LAWRENCE und HAWKEY (1986) sank der prozentuale Anteil der Heterophilen kontinuierlich von Januar bis Oktober.

Ungenauigkeiten bei der manuellen Auszählung, unterschiedliche Definition der einzelnen Blutzellen und ein unterschiedlicher Versuchsaufbau (Arten, Probenentnahmezeitpunkte!) mögen zu den beschriebenen Abweichungen in den einzelnen Angaben geführt haben. Auch unterschiedliche Haltungsbedingungen führen laut DONHAUSER (1997) zu höchst signifikanten Abweichungen des Anteils der Heterophilen an der Gesamtleukozytenzahl.

#### **5.3.7.2. Eosinophile Granulozyten**

Der ermittelte Anteil der Eosinophilen am weißen Blutbild liegt mit  $11,4 \pm 9,4$  % und einer Streubreite von 0 – 47 % im Bereich der recht heterogenen Literaturangaben (ROSSKOPF 1982, LAWRENCE und HAWKEY 1986, DONHAUSER 1997). Wie bei den Heterophilen, so dürften die teilweise recht erheblichen Abweichungen der einzelnen Angaben auch bei den Eosinophilen vor allem im unterschiedlichen Versuchsaufbau im Hinblick auf die Probenentnahmezeitpunkte zu suchen sein.

Außer bei DONHAUSER (1997), welche bei *Testudo marginata* auffallend niedrige prozentuale Eosinophilenzahlen fand, sind in der durchgesehenen Literatur keine Hinweise auf Artunterschiede des Eosinophilenanteils am weißen Blutbild vorhanden. Auch bei DONHAUSER waren die Artunterschiede statistisch nicht signifikant.

Beim eigenen Untersuchungsmaterial zeichneten sich die Maurischen Landschildkröten durch signifikant niedrigere prozentuale Eosinophilenzahlen gegenüber den anderen Arten aus. Griechische Landschildkröten und Breitrandlandschildkröten unterschieden sich dagegen kaum. In Frage zu stellen ist, ob die bereits im Abschnitt 5.3.5. erläuterte Problematik der Herpesinfektion in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten für diesen Umstand verantwortlich ist.

Während in den eigenen Untersuchungen die männlichen Tiere einen signifikant größeren Eosinophilenanteil besaßen als die Weibchen, wurden von einigen anderen

Untersuchern keine Geschlechtsunterschiede im Hinblick auf die eosinophilen Granulozyten bemerkt (DUGUY 1967, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Recht kontrovers sind die Angaben zum saisonalen Verhalten der prozentualen Eosinophilenzahl. Auffallend ist die Übereinstimmung der eigenen Ergebnisse mit den Angaben von DONHAUSER (1997): Minimalwerte im Frühjahr, ein Maximum im Sommer und ein leichter Abfall zum Herbst hin. Auch LAWRENCE und HAWKEY (1986) ermittelten minimale Eosinophilenanteile im Winter und im Frühjahr. Ein Maximum wurde bei dieser Untersuchung jedoch erst im Oktober erreicht.

Völlig anderer Auffassung sind dagegen DUGUY (1967, 1970) und LAMNEK (1996). Sie berichten von Maximalwerten im Winter und Minimalwerten im Sommer. Zu beachten ist, daß von beiden Untersuchern europäische Sumpfschildkröten sowie bei DUGUY einige Schlangen- und Echtenarten als Probanden gewählt wurden, so daß die Diskrepanz der Ergebnisse in der unterschiedlichen Artenauswahl begründet sein könnte.

Faßt man die Ergebnisse der vorgenannten Arbeiten zusammen, so kommt man zu dem Schluß, daß europäische Landschildkröten im Sommer maximale prozentuale Eosinophilenzahlen besitzen, während im Winter Minimalwerte verzeichnet werden. Frühjahrs- und Herbstwerte liegen dazwischen. Umgekehrt sind die Verhältnisse bei europäischen Sumpfschildkröten und einigen anderen Reptilien.

#### **5.3.7.3. Basophile Granulozyten**

Mit einem Mittelwert von  $2,6 \pm 2,6 \%$  und einer Schwankungsbreite von  $0 - 16 \%$  entsprechen die ermittelten Basophilenanteile an der Gesamtzahl der Leukozyten den Angaben in der Literatur (DUGUY 1967, ROSSKOPF 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997, BRADLEY et al. 1998). Deutlich höhere Werte ( $16 \pm 12 \%$ ) ermittelten lediglich JACOBSON et al. (1991) bei *Gopherus agassizii*.

Während in anderen Untersuchungen Angaben zur Artabhängigkeit der prozentualen Basophilenzahl fehlen, konnte in der vorliegenden Arbeit die Aussage von DONHAUSER (1997) bestätigt werden: Bei *Testudo marginata* ist der Anteil der Basophilen höchst signifikant größer als bei den anderen europäischen Landschildkröten.

Wie bei den Eosinophilen, so wurden auch bei den Basophilen, im Gegensatz zu den Literaturangaben (TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997), bei männlichen Tieren signifikant höhere Anteile gezählt als bei den Weibchen. Bei den Basophilen war der Geschlechtsunterschied sogar höchst signifikant. Eine übermäßige Beeinflussung durch die Gruppe der Breitrandschildkröten kann auf Grund der geringen Anzahl dieser Tiere ausgeschlossen werden.

Das saisonale Verhalten der Basophilen ähnelt stark dem der Eosinophilen, mit dem Unterschied, daß der Anteil der Basophilen direkt nach der Winterruhe vorübergehend absinkt, um erst einen Monat später als die Eosinophilen wieder deutlich anzusteigen. Das Sommermaximum der Basophilen wird erst Ende Juni erreicht. Der darauffolgende Abfall bis zum Herbst ist nur gering.

Übereinstimmend mit den eigenen Ergebnissen, beobachtete auch LAMNEK (1996) einen Anstieg des prozentualen Basophilenanteils vom März bis Juni. Der anschließende Abfall der Basophilenzahl fiel jedoch bei den von LAMNEK untersuchten europäischen Sumpfschildkröten wesentlich drastischer als bei den eigenen Beobachtungen aus. DUGUY (1970) meint zwar, daß die saisonale Variation bei den Basophilen im Vergleich zu den übrigen Granulozyten am geringsten ist, geht aber auch von einem Sommermaximum des Basophilenanteils aus.

Zu völlig gegensätzlichen Ergebnissen gelangte DONHAUSER (1997). In ihrer Arbeit erreichten die Basophilen im Sommer ihr Minimum. Eine Erklärung hierfür wird in der großen Streubreite der Werte auf Grund des sehr heterogenen Probandenmaterials gesucht.



#### 5.3.7.4. Lymphozyten

Lymphozyten sind, gefolgt von den heterophilen Granulozyten, die häufigsten Zellen im Differentialblutbild europäischer Landschildkröten. In dieser Aussage stimmen die eigenen Ergebnisse mit den Erkenntnissen von DONHAUSER (1997) überein. Insgesamt liegt der vom eigenen Untersuchungsmaterial errechnete Mittelwert mit  $60 \pm 15$  % etwas über den meisten Literaturangaben (ROSSKOPF 1982, JACOBSON 1991, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997). In Übereinstimmung mit den Ergebnissen der anderen Untersucher zeigte sich eine große Streubreite der Werte (17 – 91 %).

Außer bei DONHAUSER (1997), welche eine höhere prozentuale Lymphozytenzahl bei *Testudo marginata* annahm, dies statistisch aber nicht belegen konnte, fehlen Angaben über eine Artabhängigkeit der Lymphozytenzahl in der durchgesehenen Literatur. Ein Vergleich verschiedener Arbeiten miteinander ist im Hinblick auf die Artabhängigkeit auf Grund des unterschiedlichen Versuchsaufbaus und der Saisonalität der Lymphozytenzahl unbrauchbar.

Im Gegensatz zum zuvor Gesagten unterschieden sich in den eigenen Untersuchungen die prozentualen Lymphozytenzahlen aller drei untersuchten Arten hoch signifikant voneinander. Der Anteil der Lymphozyten verhält sich dabei entgegengesetzt zur Heterophilen- und Eosinophilenzahl. Wie bereits in den Abschnitten 5.3.5. und 5.3.7.2. besprochen, so muß auch hier die Frage gestellt werden, ob die Herpesinfektion in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten für die höheren Lymphozytenzahlen bei dieser Art verantwortlich ist.

Im Unterschied zu den Angaben von DONHAUSER (1997) hatten die Breitlandschildkröten im eigenen Untersuchungsgut signifikant niedrigere Lymphozytenzahlen als die beiden anderen Arten. Auch hier muß wieder auf die geringe Gruppengröße hingewiesen werden.

Wie von DUGUY (1970) bei *Vipera berus* und *Vipera aspis* beschrieben, so hatten auch in den eigenen Untersuchungen die weiblichen Tiere signifikant größere Lymphozytenanteile im Differentialblutbild als die Männchen. Diese Aussage trifft auch

innerhalb jeder Artengruppe zu, so daß eine übermäßige Beeinflussung durch die Maurischen Landschildkröten ausgeschlossen werden kann. Zahlreiche andere Autoren verneinen dagegen die Frage nach einer Geschlechtsabhängigkeit der prozentualen Lymphozytenzahl bei Schildkröten.

Während TAYLOR und JACOBSON (1982) wie auch DONHAUSER (1997) keine Saisonalität der Lymphozytenzahlen nachweisen konnten, berichtete bereits DUGUY (1967,1970) von bedeutenden saisonalen Veränderungen des Lymphozytenanteils im Differentialblutbild. Artübergreifend wurden Winterminima und Sommermaxima der Lymphozytenzahl von ihm ermittelt. Die Lymphozyten verhielten sich dabei umgekehrt wie die eosinophilen Granulozyten. Zum gleichen Ergebnis gelangte LAMNEK (1996). Auch LAWRENCE und HAWKEY (1986) zählten im Sommer mehr Lymphozyten als im Winter.

Auch bei den eigenen Untersuchungen wurden starke saisonale Veränderungen der prozentualen Lymphozytenzahl nachgewiesen. Im einzelnen konnte das von DUGUY und LAMNEK gezeichnete Bild jedoch nicht nachvollzogen werden. Mit einem Minimum direkt nach der Winterruhe, einem steilen Anstieg im Frühjahr, erneuten Minimalwerten im Juni und einem allmählichen Anstieg im Sommer und Herbst verhielt sich die Zahl der Lymphozyten entgegengesetzt zum Anteil der heterophilen Granulozyten. Während der Phase der höchsten Aktivität und Nahrungsaufnahme im Frühjahr wurden somit die höchsten Lymphozytenzahlen bei gleichzeitig niedrigster Heterophilenzahl ermittelt. Zu beachten ist, daß auch im Herbst, bedingt durch den neuerlichen Aufenthalt im Zimmerterrarium eine zweite starke Aktivitätsphase vorhanden ist.

Somit könnten unterschiedliche Lebens- bzw. Haltungsbedingungen zu den abweichenden Jahresabläufen der prozentualen Lymphozytenzahl geführt haben.

### 5.3.7.5. Monozyten

Mit einem Mittelwert von  $1,5 \pm 1,5$  % und einer Streubreite von 0 – 8 % sind die Monozyten neben den basophilen Granulozyten die seltenste Zellart im Differentialblutbild europäischer Landschildkröten. Die eigenen Ergebnisse stimmen darin mit den Resultaten von LAWRENCE und HAWKEY (1986) wie auch von DONHAUSER (1997) gut überein.

Untersuchungen an anderen Schildkrötenarten erbrachten dagegen teilweise deutlich höhere Referenzwerte (ALTLAND und THOMPSON 1958, TAYLOR und JACOBSON 1982, JACOBSON et al. 1991). Neben möglichen Artunterschieden und saisonalen Abweichungen mögen auch Verwechslungen mit anderen Zellen zu divergierenden Ergebnissen geführt haben (SAINT GIRONS 1970).

Neben den vermuteten, aus dem Vergleich unterschiedlicher Quellen resultierenden Artunterschieden, wurden solche auch in der Arbeit von DONHAUSER (1997) nachgewiesen. Nach ihren Angaben hatten innerhalb der Gruppe der europäischen Landschildkröten Steppenschildkröten die höchsten, Breitrandschildkröten die niedrigsten Monozytenanteile im Differentialblutbild.

Auch bei den eigenen Untersuchungen wurde bei *Testudo marginata* die niedrigste prozentuale Monozytenzahl festgestellt. Der Unterschied zu *Testudo hermanni* war jedoch nicht signifikant. Dagegen weist *Testudo graeca* signifikant höhere Monozytenanteile als die anderen beiden Arten auf. Auch hier muß wieder die Frage nach der Bedeutung der Herpesproblematik gestellt werden.

Der prozentuale Monozytenanteil ist offenbar nicht geschlechtsabhängig. Darin stimmen die eigenen Untersuchungen mit den Literaturangaben überein (TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997).

Übereinstimmend mit den Ergebnissen von TAYLOR und JACOBSON (1982) sowie von LAWRENCE und HAWKEY (1986) wurden auch in den eigenen Untersuchungen im

Frühjahr signifikant höhere prozentuale Monozytenzahlen ermittelt als im Sommer und Herbst.

Die Tatsache, daß LAMNEK (1996) die höchsten Monozytenwerte - zumindest bei den männlichen Tieren - im Oktober registrierte, könnte als möglicher Artunterschied und/oder Geschlechtsunterschied des saisonalen Verhaltens der Monozyten gedeutet werden.

Abschließend sei erwähnt, daß DUGUY (1970) wie auch DONHAUSER (1997) keinerlei saisonale Unterschiede der prozentualen Monozytenzahl nachweisen konnten. Bei der insgesamt sehr geringen Anzahl der Monozyten wirken sich die von SAINT GIRONS (1970) beschriebenen Verwechslungsmöglichkeiten bei der manuellen Auszählung unter Umständen gravierend auf das Ergebnis aus, so daß jahreszeitliche Abweichungen sowohl vorgetäuscht als auch überdeckt werden können.

#### **5.3.8. Abschließende Betrachtung zum weißen Blutbild der Maurischen Landschildkröten im Bezug auf die Herpesinfektion**

Wie im Abschnitt 4.4. dargestellt, lag im Untersuchungszeitraum in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten eine Herpesvirusinfektion vor. Da allgemein von einer lebenslangen Persistenz von Herpesviren ausgegangen wird, ist der positive Nachweis von Herpesvirusantikörpern als Beweis für das Vorhandensein der Viren zu betrachten. Interessant ist die Tatsache, daß 1999 nur 1 Tier positiv reagierte, während bei der Kontrolluntersuchung im Jahr 2000 4 Tiere ein positives und 3 Tiere ein fragliches Ergebnis im Herpesantikörpertest zeigten. Zu erwähnen ist in diesem Zusammenhang, daß sich zum Beginn der Untersuchungen alle Tiere bereits mindestens 2 Jahre im Bestand befanden. Der gesamte Bestand zeigte vor, während und nach dem Untersuchungszeitraum keine klinischen Auffälligkeiten.

Über den Infektionsweg der Herpesinfektionen bei Schildkröten ist bisher nur wenig bekannt. Angenommen wird eine Übertragung durch Speichel und Nasensekret, während eine aerogene Übertragung eher unwahrscheinlich ist. Auch über die

Inkubationszeit ist wenig bekannt. Weiterhin wirft sich die Frage auf, warum bestimmte Tiere offenbar jahrelang symptomlose Träger der Infektion sein können, während andere Schildkröten mit akutem Krankheitsverlauf innerhalb kurzer Zeit sterben. Artabhängig scheint eine unterschiedliche Empfänglichkeit für die Infektion vorzuliegen. Allgemein scheinen Maurische Landschildkröten und Breitrandschildkröten eher unempfindlich auf die Infektion zu reagieren. Häufig sind diese Arten klinisch unauffällige Überträger. Bei Steppenschildkröten und Griechischen Landschildkröten endet die Infektion dagegen oft tödlich (LANGE et al. 1989, BLAHAK 2000, BLAHAK 2001 pers. Mitt., McARTHUR et al. 2002). Neben den hier besprochenen Arten wurden Herpesinfektionen mit unterschiedlichem klinischen Verlauf in der erwähnten Literatur auch bei zahlreichen anderen Schildkrötenarten beschrieben.

Hervorzuheben ist die bereits im Abschnitt 3.1. erwähnte Tatsache, daß die Griechischen Landschildkröten wie auch die Breitrandschildkröten der eigenen Untersuchung keinerlei Kontakt zur Gruppe der Maurischen Landschildkröten hatten.

In den eigenen Untersuchungen wurden bei *Testudo graeca*, wie in den Abschnitten 5.3.5., 5.3.7.2., 5.3.7.4., 5.3.7.5. dargestellt, signifikant höhere Gesamtleukozyten-, Lymphozyten- und Monozytenzahlen sowie niedrigere Eosinophilenanteile als bei den anderen Arten ermittelt.

Die Beantwortung der Frage, inwieweit diese Abweichungen des weißen Blutbildes artspezifisch sind oder aber durch die Herpesinfektion bei den Maurischen Landschildkröten bedingt wurden, muß weiteren Untersuchungen überlassen werden.

In der zur Verfügung stehenden Literatur fehlen Angaben zu dieser Thematik.

## 5.4 Blutbiochemische Untersuchungen

### 5.4.1. Kalium (K)

Sehr gering ist die Schwankungsbreite der Literaturangaben für die Kaliumkonzentration. Auf die Tatsache einer Regulation der Blutkaliumspiegel innerhalb enger Grenzen wies bereits DESSAUER (1970) hin. Eine Erhöhung des Blutkaliums ist fast immer ein Hinweis auf Hämolyse (DESSAUER 1970, WATSON 1998). Auch die eigenen Resultate befinden sich mit einem Mittelwert von  $3,9 \pm 0,8$  mmol/l und einer Streubreite von 2,2 – 7,0 mmol/l recht genau im Bereich der in der Literatur vorhandenen Referenzwerte.

Analog zu den Ergebnissen von STENROOS und BOWMAN (1968) sowie den Angaben von WATSON (1998) wurde auch in den eigenen Untersuchungen keinerlei Artabhängigkeit der Kaliumkonzentration bemerkt.

Andere Ergebnisse erzielte APELT (1993). Bei ihm hatte *Testudo hermanni* deutlich höhere Kaliumspiegel als *Emys orbicularis*, wobei fraglich ist, ob es sich dabei um einen echten Artunterschied handelt. Zu beachten ist, daß es sich bei APELT teilweise um kranke Tiere handelt und auch der Einfluß der Narkose nicht vernachlässigt werden darf.

Spärlich sind die Angaben zur Geschlechtsabhängigkeit der Kaliumkonzentration. Mit den eigenen Untersuchungen wurden die Ergebnisse von BOLTEN und BJORNDALE (1992) bestätigt, wonach keine Geschlechtsabhängigkeit besteht.

Im Gegensatz zu zahlreichen anderen Autoren (HUTTON und GOODNIGHT 1957, GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFELS 1965, GILLES-BAILLIEN 1973, TAYLOR und JACOBSON 1982, PAGES et al. 1992), welche die Frage nach einer Saisonalität der Kaliumspiegel verneinen, konnten in der vorliegenden Arbeit ausgeprägte jahreszeitliche Veränderungen nachgewiesen werden. Die Tatsache, daß beim eigenen Untersuchungsgut direkt im Anschluß an die Winterruhe Minimalwerte gemessen

wurden, widerspricht den von HAGGAG et al. (1965) gemachten Aussagen, wonach es während der Winterruhe zu einer deutlichen Zunahme der Kaliumspiegel kommt. Fraglich ist, ob die von MUNDAY und BLANE (1961) bei Anolis und Grasnattern gemachten Beobachtungen unter künstlicher Kälteexposition, auf die Verhältnisse einer natürlichen Winterruhe übertragbar sind, zumal auch MAGINISS und HITZIG (1987) keinen Einfluß der Haltungstemperatur auf die Blutkaliumspiegel von *Chrysemys picta bellii* feststellen konnten.

Wie dem auch sei, die eigenen Ergebnisse weisen eine Saisonalität der Kaliumkonzentration mit hoher Signifikanz nach. Ausgesprochen niedrigen Kaliumspiegeln direkt nach der Winterruhe stehen Maximalwerte im Sommer gegenüber und auch ein deutlicher Abfall vom Sommer zum Herbst war statistisch signifikant. So liegt die Vermutung nahe, daß der Kaliumgehalt im Blut europäischer Landschildkröten sowohl von der Aktivität der Tiere als auch von der Nahrungsaufnahme, innerhalb gewisser Grenzen, im jahreszeitlichen Verlauf beeinflußt wird. Auch CAMPBELL (1996) spricht von einer Beeinflussung der Kaliumspiegel durch die Nahrungsaufnahme wie auch durch Krankheiten. Der Wassergehalt des Blutes dürfte dagegen eine eher untergeordnete Rolle spielen.

#### **5.4.2. Natrium (Na)**

Im Gegensatz zur Kaliumkonzentration ist der Natriumgehalt des Plasmas deutlich größeren Schwankungen unterworfen (DESSAUER 1970, WATSON 1998). Die eigenen Ergebnisse stimmen mit einem Mittelwert von  $133,4 \pm 7,7$  mmol/l und einer Schwankungsbreite von 115,3 – 161,2 mmol/l gut mit den Literaturangaben überein (GILLES-BAILLIEN 1973, GÖBEL und SPÖRLE 1992, CAMPBELL 1996).

Bei den eigenen Beobachtungen wurden bei den Maurischen Landschildkröten signifikant höhere Natriumkonzentrationen gemessen als bei *Testudo hermanni* und *Testudo marginata*. Ob die Adaptation der Maurischen Landschildkröte an trockenere

Biotope als Erklärung für diesen Artunterschied gesehen werden kann, bedürfte sicher einer weiteren Überprüfung.

In der Literatur wurden dagegen keine Hinweise auf Artunterschiede der Natriumkonzentration innerhalb der Gruppe der europäischen Landschildkröten gefunden. Vergleicht man verschiedene Quellen miteinander, so scheinen Sumpfschildkröten niedrigere, Meeresschildkröten dagegen höhere Plasmanatriumspiegel zu besitzen als Landschildkröten (HUTTON und GOODNIGHT 1957, PAGES et al. 1992, BOLTEN und BJORN DAL 1992).

Übereinstimmend mit den wenigen Literaturangaben (JACKSON et al. 1974, BOLTEN und BJORN DAL 1992) zu dieser Fragestellung, konnte auch bei den eigenen Untersuchungen keine Geschlechtsabhängigkeit der Natriumkonzentration bemerkt werden.

Wenn im Einzelnen auch mit unterschiedlichem Ergebnis, so wurde doch von den meisten Untersuchern (HUTTON und GOODNIGHT 1957, GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, HAGGAG et al. 1965, TAYLOR und JACOBSON 1982) ein saisonales Verhalten der Natriumkonzentration beobachtet. Lediglich PAGES et al. (1992) konnten beim Vergleich von Frühjahrs- und Herbstwerten keine signifikanten Unterschiede feststellen.

Übereinstimmend mit den eigenen Untersuchungen berichteten bereits GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS (1965) von Maximalwerten der Plasmanatriumkonzentration am Ende der Winterruhe und einem starken Abfall derselben während des Frühjahrs. Im Gegensatz zu den eigenen Beobachtungen folgte bei GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS von Juli bis April ein kontinuierlicher Anstieg der Natriumwerte. Am eigenen Untersuchungsmaterial war das Minimum dagegen bereits im April erreicht und die Konzentration stieg bis Ende Juni auf ein neues Maximum an. Im Spätsommer und Herbst sank der Natriumspiegel wieder drastisch ab. Vergleicht man den Verlauf der Natriumkonzentration mit dem Jahresrhythmus der untersuchten Tiere, so kommt man zu dem Schluß, daß einerseits reichliche Flüssigkeitsaufnahme und der Verzehr wasserreichen Grünfutters zu



sinkenden, und andererseits fehlende Nahrungs- und Flüssigkeitsaufnahme wie auch der Verzehr weniger saftigen Grünfutters zu steigenden Natriumspiegeln führt.

Eine Erklärung für die auf den ersten Blick abweichenden Ergebnisse von HUTTON und GOODNIGHT (1957) sowie HAGGAG et al. (1965) ist möglicherweise in der Wahl der Probenentnahmezeitpunkte im jeweiligen Untersuchungsabschnitt zu suchen. In beiden Arbeiten wurden keine Verlaufsuntersuchungen vorgenommen sondern nur punktuelle Probenentnahmen durchgeführt. Eine Blutentnahme am Anfang der Winterruhe und in der Mitte des Sommers hätte vermutlich auch beim eigenen Probandenmaterial zum Ergebnis niedriger Natriumwerte im Winter und hoher im Sommer geführt. Sicherlich sind auch die unterschiedliche Artwahl und die damit verbundenen Unterschiede in der Lebensweise der Tiere zu beachten.

#### **5.4.3. Chlorid (Cl)**

Recht unterschiedlich sind die Literaturangaben über die Chloridkonzentration gesunder Reptilien, was ähnlich wie bei der Natriumkonzentration für eine große Schwankungsbreite spricht, unter Umständen aber auch durch verschiedene Labormethoden begründet ist. CAMPBELL (1996) nennt einen Referenzbereich von 100 – 150 mmol/l. Andere Autoren geben deutlich niedrigere Referenzwerte an (TAYLOR und JACOBSON 1982, GÖBEL und SPÖRLE 1992). Die eigenen Ergebnisse stimmen mit einem Mittelwert von  $109,8 \pm 6,4$  mmol/l und einer Schwankungsbreite von 97,2 - 141,3 mmol/l recht gut mit den Ergebnissen von GILLES-BAILLIEN (1973) überein.

Ähnlich wie bei der Natriumkonzentration so ist auch die Chloridkonzentration im Blut der Maurischen Landschildkröten größer als bei den anderen Arten. Beim Chlorid war dieser Artunterschied jedoch statistisch nicht signifikant.

Die Tatsache, daß HUTTON und GOODNIGHT (1957) bei *Terrapene* höhere Chloridkonzentrationen maßen als bei *Pseudemys*, spräche für niedrigere Chloridspiegel bei mehr aquatisch lebenden Arten, eine Aussage die durch den

Vergleich anderer Arbeiten untermauert werden kann (MAGINNISS und HITZIG 1987, GÖBEL und SPÖRLE 1992).

Es besteht kein Unterschied in der Chloridkonzentration bei männlichen und weiblichen Landschildkröten. Die eigenen Untersuchungen stimmen darin mit der einzigen Literaturangabe (BOLTEN und BJORN DAL 1992) zu diesem Thema überein.

Im Jahresverlauf folgt die Chloridkonzentration dem Plasmanatrium. In dieser Aussage decken sich die eigenen Untersuchungen mit den Angaben in der Literatur (GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, HAGGAG et al. 1965, TAYLOR und JACOBSON 1982). Im Wesentlichen trifft somit das im Abschnitt 5.4.2. gesagte auch auf die Chloridkonzentration zu. Bei den eigenen Untersuchungen gab es lediglich von Entnahme 4 zu Entnahme 5 eine Diskrepanz zur oben gemachten Aussage: während der Natriumwert bereits abnahm, stieg das Chlorid noch etwas an. Eine Erklärung wäre unter Umständen im Natrium- und Chloridgehalt der zu Verfügung stehenden Nahrung zu finden.

#### **5.4.4. Kalzium (Ca)**

Mit Ausnahme der Arbeit von DONHAUSER (1997), welche deutlich niedrigere Werte maß, stimmen die eigenen Ergebnisse mit einem Mittelwert von  $3,3 \pm 0,8$  und einer Streubreite von 1,2 – 6,0 gut mit den Literaturangaben zur Blutkalziumkonzentration von Landschildkröten überein (GILLES-BAILLIEN und SCHOFFENFIELS 1965, GÖBEL und SPÖRLE 1992, WIECHERT 1992, APELT 1993). Die deutliche Abweichung der von DONHAUSER (1997) vorgelegten Kalziumspiegel dürfte in erster Linie in den Haltungs- und Fütterungsbedingungen der inhomogenen Probandengruppe zu suchen sein, zumal die gleiche Labortechnik wie bei den eigenen Untersuchungen genutzt wurde. DONHAUSER konnte statistisch belegen, daß Haltungseinflüsse als Ursache für signifikante Unterschiede der Blutkalziumspiegel angesehen werden müssen.

In Übereinstimmung mit den Angaben von DONHAUSER (1997) wurden auch bei den eigenen Untersuchungen bei *Testudo marginata* die niedrigsten Kalziumspiegel gemessen. Während bei DONHAUSER *Testudo graeca* die höchsten Werte zeigte, waren es bei den eigenen Probanden die Griechischen Landschildkröten. Der Unterschied zwischen *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* war statistisch nicht signifikant.

Vergleicht man einzelne Literaturangaben miteinander, so entsteht der Eindruck, daß Sumpfschildkröten einen niedrigeren Blutkalziumgehalt besitzen als Landschildkröten (HUTTON und GOODNIGHT 1957, PAGES et al. 1992, LAMNEK 1996). Diese bereits von LAMNEK (1996) geäußerte Vermutung, wird durch die Arbeit von APELT 1993 widerlegt, jedoch ist hierbei zu beachten, daß die von APELT untersuchten Tiere teilweise erkrankt waren. APELT's Angaben zufolge hatte die von ihm durchgeführte Narkose keinen Einfluß auf den Blutkalziumgehalt.

Laut BOLTEN und BJORNDAL (1992) ist die Kalziumkonzentration nicht geschlechtsabhängig. Bei LAMNEK (1996) hingegen hatten männliche Tiere höhere Kalziumspiegel als die Weibchen. Beide Aussagen stehen im Widerspruch zu den eigenen Ergebnissen sowie zu den Aussagen anderer Autoren (JACKSON et al. 1974, CAMPBELL 1996, DONHAUSER 1997, WATSON 1998), welche von höheren Werten bei den Weibchen ausgehen. Auch am eigenen Untersuchungsgut wurden höchst signifikant höhere Kalziumwerte bei den weiblichen Schildkröten gemessen. Diese Aussage trifft auch bei getrennter Betrachtung der einzelnen Blutentnahmezeitpunkte uneingeschränkt zu. Die Tatsache, daß die saisonalen Veränderungen der Kalziumkonzentration in besonderem Maße bei den weiblichen Tieren zutage traten und Maximalwerte von Anfang Mai bis Ende Juni gemessen wurden, bestätigt die Aussagen von JACKSON et al. (1974), CAMPBELL (1996) und WATSON (1998). Alle drei Autoren berichten von erhöhten Kalziumspiegeln der weiblichen Tiere in der Zeit der Eireifung.

Kontrovers sind die Angaben zum Jahresverlauf des Blutkalziums. Während einige Autoren (HUTTON und GOODNIGHT 1957, GILLES-BAILLIEN 1965, TAYLOR und

JACOBSON 1982) keinerlei saisonale Veränderungen feststellen konnten, erscheinen die Angaben anderer Untersucher (HAGGAG et al. 1965, PAGES et al. 1992, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997) auf den ersten Blick recht widersprüchlich.

Interessant ist der Vergleich der Arbeiten von PAGES et al. und DONHAUSER mit den eigenen Ergebnissen. Beide ermittelten im Herbst höhere Kalziumspiegel als im Sommer. Betrachtet man sich nun die Geschlechterverteilung in beiden Arbeiten, so stellt man fest, daß bei beiden die männlichen Tiere deutlich überwogen. PAGES et al. untersuchten nur in der „Herbstgruppe“ 3 weibliche Tiere, während die „Sommergruppe“ ausschließlich aus Männchen bestand. Beachtet man nun das im vorhergehenden Abschnitt gesagte, und berücksichtigt die noch zu besprechende Tatsache, daß die männlichen Tiere ihr Jahresmaximum der Kalziumkonzentration erst deutlich später erreichen, so gelangt man leicht zur Übereinstimmung mit den eigenen Untersuchungen.

Wie im Abschnitt 4.3.4. dargestellt, wird der durchschnittliche Jahresverlauf der Kalziumkonzentration, mit Minimalwerten nach der Winterruhe und im Herbst und Maximalwerten im Frühjahr und Frühsommer, in erster Linie von den weiblichen Tieren getragen. Auf den Zusammenhang mit dem Sexualzyklus der Tiere wurde bereits oben hingewiesen. Bei den männlichen Schildkröten folgt die Kalziumkonzentration in abgeschwächter Form zwar grundsätzlich dem gleichen Schema, erreicht ihr Maximum jedoch erst Ende August.

Im saisonalen Verlauf gleichen die eigenen Ergebnisse den Angaben von LAMNEK (1996), mit dem grundsätzlichen, bereits oben erwähnten, Unterschied der von LAMNEK gemessenen höheren Kalziumwerte bei den männlichen Tieren.

Der von HAGGAG et al. (1965) und LAMNEK (1996) festgestellte Sachverhalt, wonach hohe Kalziumspiegel im Winter gemessen wurden, kann mit den eigenen Ergebnissen nicht nachvollzogen werden, da keine Blutentnahme während der Winterruhe erfolgte.

#### 5.4.5. Phosphor (P)

Mit einem Mittelwert von  $1,0 \pm 0,5$  mmol/l und einer Streubreite von 0,1 – 3,0 mmol/l liegt der gemessene Phosphorgehalt im Bereich der Literaturangaben. Wie von DONHAUSER (1997) festgestellt, ist der Phosphorgehalt ebenso wie der Kalziumgehalt des Blutes haltungs- und damit sicherlich auch fütterungsabhängig. Somit könnten die recht deutlichen Unterschiede zwischen den einzelnen Untersuchungen im Haltungs- und Fütterungsregime der untersuchten Tiere begründet sein. Daneben hat auch die Art der Blutentnahme Einfluß auf das Ergebnis der Phosphorbestimmung (DONHAUSER 1997).

Im Gegensatz zu den Angaben von DONHAUSER (1997), welche eine signifikante Speziesabhängigkeit der Phosphorspiegel nachwies, konnten solche Unterschiede bei den eigenen Probanden nicht beobachtet werden. Dieser Sachverhalt wirft die Frage auf, ob unterschiedliche Haltungs- und Fütterungsbedingungen bei den von DONHAUSER untersuchten Tieren diese Artunterschiede vorgetäuscht haben. In anderen Quellen lagen ebenfalls keine Hinweise auf mögliche Artunterschiede vor. Lediglich beim Vergleich mehrerer Arbeiten (HUTTON und GOODNIGHT 1957, TAYLOR und JACOBSON 1982, PAGES et al. 1992, WIECHERT 1992, DONHAUSER 1997) miteinander kommt der Verdacht auf, daß Sumpfschildkröten höhere Phosphorgehalte im Plasma besitzen als Landschildkröten. Zieht man jedoch die Arbeiten von GÖBEL und SPÖRLE (1992) und LAMNEK (1996) hinzu, so wird dieser Eindruck zerstört.

In Übereinstimmung mit den Ergebnissen von DONHAUSER (1997) wurden bei weiblichen Schildkröten höchst signifikant höhere Phosphorgehalte gemessen als bei den Männchen. Diese Aussage gilt auch bei der getrennten Betrachtung der einzelnen Blutentnahmetermine. Allerdings war der Unterschied zwischen den Geschlechtern nur bei den ersten vier Probenentnahmen, nicht aber bei den beiden letzten, statistisch signifikant.

Auch WATSON (1998) berichtete von erhöhten Phosphorspiegeln weiblicher Tiere während des Östrus.

Dagegen konnten BOLTEN und BJORNDAL (1992) und LAMNEK (1996) keine Geschlechtsunterschiede nachweisen.

Saisonale Veränderungen des Phosphorspiegels wurden mehrfach beschrieben. Die Aussage von PAGES et al. (1992), wonach die Phosphorkonzentration einen umgekehrten Trend wie die Kalziumkonzentration zeigt, konnte mit den eigenen Ergebnissen nur im Spätsommer und Herbst nachvollzogen werden. In Übereinstimmung mit den Arbeiten von LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) wurde ein deutlicher Anstieg (parallel zur Kalziumkonzentration) der Phosphorspiegel nach der Winterruhe im Frühjahr registriert. Während DONHAUSER und LAMNEK einen Abfall der Werte zum Herbst hin beobachteten, folgte bei den eigenen Untersuchungen ein weiterer Anstieg der Phosphorwerte. Mögliche Ursache für die abweichenden Ergebnisse ist die im Spätsommer und Herbst durchgeführte, relativ phosphatreiche Salatfütterung. Zu beachten ist auch die Tatsache, daß einige Weibchen im Herbst regelmäßig erneut Eier ablegen. Auf den Zusammenhang zwischen Phosphorspiegel und Östrus wurde bereits hingewiesen (WATSON 1998). Zu bemerken ist allerdings, daß bei der nach Geschlechtern getrennten saisonalen Betrachtung nahezu völlige Parallelität zwischen den Verlaufskurven der männlichen und weiblichen Tiere besteht, was eher auf eine Abhängigkeit der Phosphorspiegel von den Haltungs- und vor allem Fütterungsbedingungen hinweist.

#### **5.4.6. Kalzium-Phosphor-Verhältnis**

Beim Vergleich der eigenen Untersuchungen mit der einzigen Literaturangabe fiel auf, daß der Mittelwert des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses mit  $4,1 \pm 3,1$  deutlich über den Werten von DONHAUSER (1997) lag. Dabei war die Streubreite des Ergebnisses mit 0,7 – 29,9 wesentlich geringer als bei DONHAUSER. Die geringere Streubreite muß

sicherlich auf die homogenere Stichprobe zurückgeführt werden. Als Ursache für den deutlich größeren Quotienten wird eine kalziumreichere Fütterung vermutet.

Wie bereits erwähnt, stehen außer der Studie von DONHAUSER (1997) keine Vergleichswerte zum Kalzium-Phosphor-Verhältnis von Schildkröten zur Verfügung. Auf eine Berechnung des Quotienten aus den jeweiligen Mittelwerten der Kalzium- und Phosphorkonzentration soll an dieser Stelle verzichtet werden, da wie bereits von DONHAUSER erwähnt, auf diesem Wege nur ungefähre Mittelwerte zu erhalten sind, die zudem, wie bei DONHAUSER nachzulesen ist, sehr stark divergieren. Am ehesten stimmen die eigenen Ergebnisse, beim Vergleich mit den von DONHAUSER errechneten Werten, mit den Arbeiten von MARKS und CITINO (1990) sowie GÖBEL und SPÖRLE (1992) überein.

In Übereinstimmung mit den Angaben von DONHAUSER (1997) wurden auch bei den eigenen Untersuchungen nur geringe speziesabhängige Abweichungen des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses nachgewiesen, die sich zudem statistisch nicht belegen ließen. Gleiches gilt für den Vergleich zwischen den Geschlechtern. Lediglich bei den ersten beiden Blutentnahmetermen lagen die Mittelwerte des Quotienten bei den Männchen deutlich (aber nicht signifikant) höher als bei den Weibchen. Von Entnahme 3 bis Entnahme 6 stimmten die Werte der beiden Geschlechter nahezu überein.

Trotzdem ist zu bemerken, daß in beiden Arbeiten bei *Testudo marginata* niedrigere Werte gemessen wurden als bei *Testudo graeca* und *Testudo hermanni* und männliche Tiere ein etwas höheres Kalzium-Phosphor-Verhältnis besaßen als weibliche.

Während DONHAUSER auch bei der saisonalen Betrachtung keine signifikanten Veränderungen des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses aufzeigen konnte, waren beim eigenen Untersuchungsgut sehr deutliche jahreszeitliche Schwankungen festzustellen. Das saisonale Verhalten des Quotienten stimmte bei männlichen und weiblichen Tieren überein. Am höchsten war der Quotient direkt nach der Winterruhe, verursacht durch ausgesprochen niedrige Plasmaphosphorgehalte. Im Frühjahr und Sommer stimmen die eigenen Ergebnisse mit den von DONHAUSER aufgezeigten Tendenzen überein,

wohingegen im Herbst bei den eigenen Probanden das Minimum, bei DONHAUSER dagegen das Jahresmaximum des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses errechnet wurde. Bezieht man die saisonalen Betrachtungen von PAGES et al. (1992) in die Betrachtung mit ein, so wird die Aussage von DONHAUSER bestätigt, wonach im Herbst höhere Quotienten errechnet werden als im Sommer. In der Aussage niedriger Kalzium-Phosphor-Verhältnisse im Sommer stimmen alle drei Arbeiten überein.

Bemerkenswert beim eigenen Untersuchungsmaterial sind die großen individuellen Unterschiede des Kalzium-Phosphor-Verhältnisses bei Probenentnahme 1 und 2, welche sowohl bei der nach Geschlecht getrennten als auch bei der geschlechtsübergreifenden Betrachtung zu einer hohen Standardabweichung und einem großen Standardfehler des Mittelwertes führten.

Fütterungsbedingte Einflüsse auf das Kalzium-Phosphor-Verhältnis wurden bereits von DONHAUSER erwähnt und müssen sicherlich beim Vergleich der Werte aus unterschiedlichen Untersuchungen mit ins Kalkül gezogen werden. Desweiteren haben die in den Abschnitten „Kalzium“ und „Phosphor“ beschriebenen Faktoren natürlich auch Einfluß auf den Quotienten der beiden Werte.

Die von DONHAUSER erwähnten Stoffwechselerkrankungen können dagegen beim eigenen Tiermaterial weitgehend ausgeschlossen werden.

#### **5.4.7. Harnstoff (BUN)**

Wie im Abschnitt 2.5.7. dargestellt, sind die Literaturangaben zur Blutharnstoffkonzentration ausgesprochen variabel. Mit einem Mittelwert von  $4,7 \pm 8,1$  mmol/l und einer Schwankungsbreite von 0,3 – 45,6 mmol/l liegen die eigenen Ergebnisse etwas über den Angaben vergleichbarer Arbeiten (APELT 1993, SCHILDGER et al. 1993, DONHAUSER 1997). Wesentlich höhere Referenzbereiche gibt dagegen GILLES-BAILLIEN (1969, 1973) an, während sowohl HUTTON und GOODNIGHT (1957) als auch WIECHERT (1992) deutlich niedrigere Werte maßen. Die unterschiedlichen Angaben dürften durch, im weiteren näher zu erläuternde,



Aspekte wie z.B. Wasserhaushalt, saisonale als auch individuelle Schwankungen begründet sein.

Nach CAMPBELL (1996) haben Reptilien aus trockenen Habitaten höhere Harnstoffspiegel als solche aus feuchteren Biotopen. Eine höhere Plasmaosmolalität soll Wasserverluste aus dem Körper reduzieren. Vergleicht man Lebensweise und bevorzugte Biotope Maurischer und Griechischer Landschildkröten, so würde die von CAMPBELL getroffene Aussage durch die eigenen Untersuchungen untermauert. Statistisch war der höhere Harnstoffgehalt Maurischer Landschildkröten jedoch nicht signifikant und bei DONHAUSER (1997) waren die Verhältnisse genau umgekehrt. Übereinstimmung bestand lediglich in der Aussage, daß *Testudo marginata* im Vergleich die niedrigsten Harnstoffwerte aufweist. Bezieht man unterschiedlichste Arbeiten (siehe 2.5.7.) in die Betrachtung des Blutharnstoffgehalts von Schildkröten mit ein, so kommt man zu dem Schluß, daß scheinbare Artunterschiede zufällig sind und durch eine hohe individuelle Schwankungsbreite hervorgerufen werden. Die Aussage von CAMPBELL (1996) würde beispielsweise durch die Arbeit von APELT (1993) widerlegt werden. APELT maß bei *Testudo hermanni* durchschnittlich niedrigere Harnstoffwerte als bei *Emys orbicularis*.

Wie bei LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997), so hatten auch in der vorliegenden Untersuchung männliche Schildkröten durchschnittlich höhere Blutharnstoffspiegel als die Weibchen. Im Gegensatz zu LAMNEK, welcher die Signifikanz dieser Aussage nachweisen konnte, war ein Geschlechtsunterschied bei den eigenen Untersuchungen statistisch nicht zu belegen.

Teilweise höchst signifikant sind dagegen die saisonalen Veränderungen der Harnstoffkonzentration. Betrachtet man Abbildung 4.20 und vergegenwärtigt sich den Jahresablauf der untersuchten Tiere, so kommt man schnell zu dem Schluß, daß die Harnstoffspiegel im engen Zusammenhang mit dem Wasserhaushalt der Tiere stehen. Die höchsten Werte werden am Ende der Winterruhe, ein zweites, niedrigeres Maximum am Ende des Sommers gemessen, daß heißt hohe Harnstoffspiegel treten

immer dann auf, wenn die Wasserversorgung der Tiere defizitär ist. Während der Winterruhe kommt die sistierende Ausscheidung von Stoffwechselendprodukten als wesentlicher Faktor hinzu. Die reichliche Wasserversorgung im Frühjahr und Frühherbst bei gleichzeitig hoch aktiven Stoffwechsel- und Ausscheidungsvorgängen führt dagegen zu ausgesprochen niedrigen Blutharnstoffwerten.

Die getroffenen Aussagen werden durch nahezu alle Literaturangaben zu diesem Thema bestätigt (HAGGAG 1965, GILLES-BAILLIEN et al. 1965, GILLES-BAILLIEN 1969, 1973, Mc ARTHUR 1996, DONHAUSER 1997).

Lediglich LAMNEK (1996) berichtet von abweichenden Ergebnissen. Bei den von ihm untersuchten europäischen Sumpfschildkröten erreichten die Blutharnstoffspiegel während der Winterruhe ein Minimum und im Sommer ihr Maximum. LAMNEK sucht in der geringen bzw. fehlenden Nahrungsaufnahme während der Wintermonate und regelmäßiger Nahrungsaufnahme im Sommer nach einer Erklärung für den geschilderten Sachverhalt.

#### **5.4.8. Harnsäure (URIC)**

Recht einheitlich sind die Literaturangaben (ROSSKOPF 1982, TAYLOR und JACOBSON 1982, GÖBEL und SPÖRLE 1992, WIECHERT 1992, SCHILDGER et al. 1993, DONHAUSER 1997) zur Harnsäurekonzentration im Blut von Schildkröten. Mit den eigenen Ergebnissen ( $173,9 \pm 91,2$ ;  $32,0 - 549,0 \mu\text{mol/l}$ ) konnten die zahlreichen Literaturangaben bestätigt werden. CAMPBELL (1996) faßt unterschiedliche Quellen mit der Angabe eines Referenzbereichs von  $0 - 600 \mu\text{mol/l}$  für verschiedene Reptiliengattungen zusammen. Stark abweichend sind lediglich die Angaben von Mc ARTHUR (1996), welcher mit  $10 - 100 \mu\text{mol/l}$  einen deutlich niedrigeren Referenzbereich für diverse Schildkrötenarten angibt. Ursache für diese Abweichung könnte eine relativ enge Probandenauswahl oder aber das Nichtbeachten saisonaler Veränderungen sein.

Außer bei HUTTON und GOODNIGHT (1957), welche bei der mehr aquatisch lebenden *Pseudemys scripta elegans* signifikant niedrigere Harnsäurespiegel maßen als bei *Terrapene c. carolina*, waren in der Literatur keine Hinweise auf Artunterschiede der Harnsäurekonzentration zu finden. Vergleicht man die Durchschnittswerte unterschiedlicher Arbeiten so kann die Aussage, daß terrestrisch lebende Arten höhere Harnsäurekonzentrationen im Blut besitzen als aquatische Spezies, nicht aufrecht erhalten werden.

Bei den eigenen Untersuchungen traten dagegen signifikante Artunterschiede zutage. Der Harnsäuregehalt im Plasma der Maurischen Landschildkröten war höchst signifikant höher als bei den beiden anderen Arten. Die Harnsäurespiegel von *Testudo hermanni* und *Testudo marginata* unterschieden sich dagegen kaum. Wie bei einigen hämatologischen Parametern stellt sich auch hier die Frage, ob die höheren Harnsäurewerte von *Testudo graeca* durch die Herpesinfektion bedingt sind oder ob echte Artunterschiede vorliegen.

In Übereinstimmung mit den Aussagen anderer Autoren (BOLTEN und BJORN DAL 1992, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997) wurden auch in der vorliegenden Untersuchung bei männlichen Schildkröten signifikant höhere Harnsäuregehalte gemessen als bei den Weibchen.

Kontrovers sind die Aussagen zum saisonalen Verhalten der Harnsäure im Blut von Schildkröten. Mit den eigenen Resultaten werden die Angaben von HUTTON und GOODNIGHT (1957) sowie DESSAUER (1970) bestätigt. DESSAUER macht eine verminderte tubuläre Sekretion bei niedrigen Temperaturen für höhere Harnsäurespiegel während der Winterruhe verantwortlich. Auch bei den eigenen Schildkröten waren die Harnsäurespiegel direkt nach der Winterruhe am höchsten. Während der wärmsten Monate des Jahres fielen die Werte auf ein Minimum, um im Herbst wieder etwas anzusteigen.

Auch LAMNEK (1996) maß im Sommer niedrigere Harnsäuregehalte als in der Winterruhe, das Maximum wurde von ihm jedoch im Herbst ermittelt.

Deutlich abweichend vom vorher gesagten und schwer zu interpretieren sind die Angaben von DONHAUSER (1997). DONHAUSER macht den kühlen Sommer 1995 für die von ihr gemessenen hohen Harnsäurespiegel während der Sommermonate verantwortlich.

#### 5.4.9. Alaninaminotransferase (ALT)

Die ermittelten ALT-Aktivitäten liegen mit einem Mittelwert von  $12,5 \pm 9,7$  U/l und einer Streubreite von 5 – 69 U/l etwa in der Mitte der entsprechenden Literaturangaben, wobei die einzelnen Arbeiten stark voneinander abweichen.

Besonders hoch sind die von LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) ermittelten Durchschnittswerte. Nach HOFFMANN (2003, pers. Mitt.) werden im süddeutschen Raum, welcher bekanntermaßen als Jodmangelgebiet einzustufen ist, häufig Veränderungen der Thyreoidea bei Schildkröten beobachtet. Durch Jodmangel hervorgerufene Beeinträchtigungen der Schilddrüsenfunktion könnten auch als Erklärung für die erhöhten ALT-Werte der von LAMNEK und DONHAUSER untersuchten Tiere dienen, zumal beide Autoren mit im Münchner Raum gehaltenen Schildkröten arbeiteten.

Nach CAMPBELL (1996) liegen Normalwerte unter 20 U/l.

Ursache für unterschiedliche Angaben könnten auch abweichende Haltungs- und Lebensbedingungen der Probanden sein (DONHAUSER 1997).

Im Artvergleich konnten die Angaben von DONHAUSER (1997) bestätigt werden. Auch bei den eigenen Untersuchungen hatten Breitrand Schildkröten im Mittel deutlich höhere ALT-Aktivitäten als *Testudo hermanni* und *Testudo graeca*. Statistisch signifikant war dieser Unterschied jedoch nur beim Vergleich von *Testudo marginata* mit *Testudo hermanni*.

Andere Untersucher schenken der Frage nach Artunterschieden der ALT-Aktivität bisher keine Beachtung. Auch aus dem Vergleich diverser Literaturangaben lassen sich keine artabhängigen Tendenzen herleiten.

Während von anderen Untersuchern (BOLTEN und BJORNDAL 1992, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997) bisher keine Geschlechtsabhängigkeit der ALT-Aktivität nachgewiesen werden konnte, zeigten beim eigenen Untersuchungsmaterial die männlichen Schildkröten signifikant höhere Enzymaktivitäten als die Weibchen.

Im Jahresverlauf wurde ein kontinuierliches Absinken der ALT-Aktivität von Maximalwerten nach der Winterruhe ( $x = 15,2$  U/l) auf Minimalwerte ( $x = 10,4$  U/l) im Herbst beobachtet. Damit stimmen die eigenen Ergebnisse in der ersten Jahreshälfte mit den Angaben von DONHAUSER (1997), in der zweiten Jahreshälfte mit denen von LAMNEK (1996) überein, widersprechen ansonsten aber den Ergebnissen anderer Untersucher (TAYLOR und JACOBSON 1982, DONHAUSER 1997), welche im Herbst höhere ALT-Aktivitäten verzeichneten. LAMNEK (1996) beobachtete während der Frühjahrsmonate ein Ansteigen der ALT-Aktivität. Die Frage, ob unterschiedliche Lebensbedingungen der untersuchten Tiere zum abweichenden saisonalen Verlauf geführt haben, muß weiteren Untersuchungen überlassen werden. Die Tatsache, daß DONHAUSER (1997) hoch signifikante Unterschiede der ALT-Aktivität in unterschiedlichen Tierhaltungen nachwies, spräche dafür.

#### **5.4.10. Aspartataminotransferase (AST)**

Mit einem Mittelwert von  $108,7 \pm 120,4$  U/l und einer Schwankungsbreite von 0 – 891 U/l gleichen die eigenen Ergebnisse den von DONHAUSER (1997) gemachten Angaben zur AST-Aktivität im Blut europäischer Landschildkröten. Andere Untersucher (JACOBSON et al. 1991, WIECHERT 1992, SCHILDGER und HERZBERGER 1993) gaben deutlich niedrigere Referenzbereiche an. Beim eigenen Untersuchungsmaterial ist zu bemerken, daß der relativ hohe Mittelwert der Gesamtpopulation in erster Linie durch die hohen AST-Aktivitäten in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten begründet ist. Betrachtet man dagegen *Testudo hermanni* und *Testudo marginata*

getrennt von *Testudo graeca*, so stimmen die eigenen Ergebnisse mit den Angaben der oben genannten Untersucher gut überein.

Damit wird die Frage nach Artunterschieden der AST-Aktivität aufgeworfen. Während zwischen *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* keine signifikanten Unterschiede der Enzymaktivität bestanden, lagen die Werte bei *Testudo graeca* höchst signifikant über denen der anderen Arten. Auch hier drängt sich jedoch der Verdacht auf, daß es sich nicht um Artunterschiede handelt, sondern die Erhöhung der AST-Aktivität durch die Herpesinfektion der Maurischen Landschildkröten bedingt ist. Dafür spräche auch die Tatsache, daß sich die von SCHILDGER und HERZBERGER (1993) vorgelegten AST-Werte Maurischer Landschildkröten nicht wesentlich von denen der anderen europäischen Landschildkröten unterscheiden. Auch DONHAUSER (1997) konnte scheinbare Artunterschiede statistisch nicht sichern. Interessant ist jedoch die Übereinstimmung mit den eigenen Untersuchungen im Hinblick auf relativ niedrige AST-Aktivitäten bei *Testudo marginata*. Daraus könnte der Schluß gezogen werden, daß Breitrand Schildkröten höhere ALT- und niedrigere AST-Aktivitäten im Blut besitzen als die anderen europäischen Landschildkröten. Zu beachten ist jedoch auch hier die geringe Probandenzahl bei beiden Untersuchungen.

Während LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) von teilweise hoch signifikant höheren AST-Werten bei männlichen Schildkröten berichten, waren bei den eigenen Untersuchungen, in Übereinstimmung mit BOLTEN und BJORNDAL (1992), keine Geschlechtsunterschiede nachweisbar.

Wie in anderen Untersuchungen (TAYLOR und JACOBSON 1982, LAMNEK 1996, DONHAUSER 1997), so konnten auch mit der vorliegenden Arbeit keine eindeutigen saisonalen Schwankungen der AST-Aktivität nachgewiesen werden. Interessant ist dennoch die Tatsache steigender Enzymaktivitäten vom Frühjahr zum Sommer, welche LAMNEK (1996) zumindest bei männlichen Schildkröten beobachtete. Auch die eigenen Probanden zeigten im Sommer signifikant höhere AST-Werte als direkt nach der Winterruhe, verhielten sich im übrigen Jahresverlauf aber sehr uneinheitlich.

#### 5.4.11. Lactatdehydrogenase (LDH)

Bei der Betrachtung der LDH-Aktivität könnte das bei der AST Gesagte wiederholt werden. Auch bei der LDH besteht beim Mittelwertvergleich ( $1392,1 \pm 1193,4$  U/l) gute Übereinstimmung mit den von DONHAUSER (1997) vorgelegten, relativ hohen Werten. Auch die enorme Schwankungsbreite von 208,0 – 8864 U/l entspricht den Angaben von DONHAUSER. Andere Autoren (ROSSKOPF 1982, TAYLOR und JACOBSON 1982, GÖBEL und SPÖRLE 1992) berichten dagegen von wesentlich niedrigeren LDH-Aktivitäten. Ähnlich wie bei der AST, so wird auch bei der LDH der hohe Mittelwert der Gesamtpopulation in besonderem Maße durch die Gruppe der Maurischen Landschildkröten beeinflusst. Lässt man diese aus der Berechnung heraus, so erhält man einen Mittelwert der LDH-Aktivität  $< 1000$  U/l, welcher aber immer noch deutlich über den Angaben der vorgenannten Untersucher liegt. Große individuelle Unterschiede in teilweise relativ kleinen Probandengruppen, unterschiedliche Analysemethoden und traumatische Blutentnahmen (DONHAUSER 1997) könnten zu den beschriebenen Abweichungen der Ergebnisse geführt haben.

Im tierartigen Vergleich verhält sich die LDH analog zur AST. Auch hier stellt sich wieder die Frage, ob die wesentlich höhere Enzymaktivität in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten als Artunterschied zu bewerten ist oder aber eine Folge der Herpesinfektion darstellt. Zwar zeigten auch bei DONHAUSER (1997) *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* niedrigere LDH-Aktivitäten als *Testudo graeca*, jedoch waren diese Unterschiede statistisch nicht signifikant.

Entsprechend den Aussagen von BOLTEN und BJORNDAL (1992) und DONHAUSER (1997) konnten auch beim eigenen Untersuchungsmaterial keine statistisch signifikanten Geschlechtsunterschiede der LDH-Aktivität nachgewiesen werden. Anderer Meinung ist LAMNEK (1996). Bei ihm zeigten die männlichen Schildkröten deutlich höhere Werte als die Weibchen. Tendenziell (statistisch jedoch nicht signifikant) wird diese Aussage auch von den eigenen Untersuchungen wie auch von der Arbeit von DONHAUSER (1997) untermauert.

Die Betrachtung der saisonalen Veränderungen der LDH-Aktivität ergibt ein recht verworrenes Bild. Während bei den eigenen Untersuchungen zwar deutliche saisonale Veränderungen der Mittelwerte beobachtet wurden, diese sich aber statistisch nicht belegen ließen, berichten LAMNEK (1996) wie auch DONHAUSER (1997) von statistisch hoch signifikanten saisonalen Veränderungen. Die Ergebnisse aller drei Arbeiten widersprechen sich jedoch in ihrer Aussage. Die oben erwähnten Probleme, wie traumatische Blutentnahme und starke individuelle Schwankungen bei teilweise heterogenem Probandenmaterial mögen zu den starken Abweichungen geführt haben.

#### **5.4.12. Creatinkinase (CK)**

Ein mittlere CK-Aktivität von  $263,2 \pm 406,2$  U/l entspricht weitgehend den Ergebnissen von TAYLOR und JACOBSON (1982) sowie LAMNEK (1996). Auch die große Schwankungsbreite von 0 – 1879 U/l stimmt mit den Ergebnissen von LAMNEK überein. Deutlich höhere Werte ermittelte dagegen DONHAUSER (1997). Eine mögliche Erklärung dafür ist in der Arbeit von DONHAUSER (1997) selbst zu finden. Sie wies nach, daß traumatische Blutentnahmen zu einer starken Erhöhung der CK-Aktivität im Plasma führen. WATSON (1998) äußerte die Vermutung, daß die CK-Aktivität von der Lage und insbesondere der Tiefe der punktierten Vene abhängig ist. Die unterschiedlichen Ergebnisse zur CK-Aktivität resultieren daher wahrscheinlich aus den verschiedenen Blutentnahmetechniken. DONHAUSER nutzte zur Blutentnahme in erster Linie die Jugularvene, während bei LAMNEK wie auch in den eigenen Untersuchungen die dorsale Schwanzvene zur Blutentnahme herangezogen wurde. TAYLOR und JACOBSON gewannen ihre Proben durch Herzpunktion.

Hinweise auf speziesbezogene Unterschiede der CK-Aktivität waren in keiner der durchgesehenen Quellen zu finden. Die von DONHAUSER (1997) berechneten Unterschiede der verschiedenen Arten stellten sich bei statistischer Betrachtung als zufällig heraus. Auch ist zu bemerken, daß von DONHAUSER (1997) bei Testudo



marginata die höchsten Werte gemessen wurden, während die Breitrandschildkröten der eigenen Untersuchung die niedrigste CK-Aktivität aufwiesen.

Wie AST und LDH, so war auch die CK der untersuchten Maurischen Landschildkröten hoch signifikant größer als bei Griechischen und Breitrandschildkröten, so daß auch hier an eine Beeinflussung durch die Herpesinfektion gedacht werden muß.

Die CK-Aktivität männlicher und weiblicher Schildkröten war im Durchschnitt nahezu gleich. Auch bei DONHAUSER (1997) stellten sich scheinbare Geschlechtsunterschiede statistisch als zufällig heraus. Dagegen berichtet LAMNEK (1996) von signifikant höheren CK-Aktivitäten bei männlichen Schildkröten.

Eine Übereinstimmung der eigenen Ergebnisse mit der Arbeit von DONHAUSER (1997) war bei der saisonalen Betrachtung der CK-Aktivität festzustellen. In beiden Arbeiten wurden im Frühjahr und Herbst hohe, im Sommer dagegen niedrigere Enzymaktivitäten gemessen. Bei den eigenen Untersuchungen wurde ein absolutes Minimum Anfang Mai erreicht.

Dem zuvor gesagten widersprechen die Ergebnisse von LAMNEK (1996). Er maß im Frühjahr und Herbst niedrige und im Sommer signifikant höhere Werte.

Unter Umständen tritt hier ein Unterschied der saisonalen CK-Aktivität bei europäischen Land- bzw. Sumpfschildkröten zutage. LAMNEK selbst macht jedoch die wiederholte Blutentnahme für die höheren CK-Werte im Sommer verantwortlich.

#### **5.4.13. Gesamtprotein (TP)**

Mit einem Mittelwert des Gesamtproteingehalts von  $36,5 \pm 11,2$  g/l und einer Schwankungsbreite von 13,0 – 71,0 g/l liegen die eigenen Ergebnisse im Bereich der Literaturangaben (COHEN 1954, LEONE und WILSON 1961, ROSSKOPF 1982, TAYLOR und JACOBSON 1982, JACOBSON et al. 1991, GÖBEL – SPÖRLE 1992, LAMNEK 1996). Die Tatsache, daß einige Autoren (WIECHERT 1992, APELT 1993, Mc ARTHUR 1996, DONHAUSER 1997) von deutlich höheren Mittelwerten berichten,

könnte mit einem unterschiedlichen Versuchsablauf im Zusammenhang mit dem ausgeprägt saisonalen Verhalten der Plasmaproteine erklärt werden. Auch die Verteilung der Probanden auf die Geschlechter dürfte die Ergebnisse beeinflussen. Fraglich ist, ob auch der Eiweißgehalt der Nahrung wesentlichen Einfluß auf den Proteingehalt des Blutplasmas hat. Zumindest könnte in der rohfaserreichen, eiweißarmen Ernährung der eigenen Probanden eine mögliche Erklärung für den relativ niedrigen Plasmaproteingehalt gesehen werden. Nicht zuletzt sind auch Abweichungen der Ergebnisse durch die Wahl unterschiedlicher Analysemethoden zu erwarten.

STENROOS und BOWMAN (1968) sowie MUSQUERA et al. (1976) beschrieben Speziesunterschiede des Gesamteiweißgehaltes bei verschiedenen Sumpfschildkröten, *Caretta caretta* und *Testudo hermanni*. Im Bereich der europäischen Landschildkröten wurden von DONHAUSER (1997) solche Speziesunterschiede nicht festgestellt.

Auch bei den eigenen Untersuchungen unterschieden sich die durchschnittlichen Gesamtproteingehalte bei *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* praktisch nicht. Da der signifikant höhere Gesamtproteingehalt im Plasma der Maurischen Landschildkröten in erster Linie durch die Globulinfraktion bestimmt wird, soll erst im Abschnitt 5.4.15 näher darauf eingegangen werden.

Kontrovers sind die Meinungen zur Geschlechtsabhängigkeit der Plasmaproteinspiegel. Während BOLTEN und BJORN DAL (1992) wie auch DONHAUSER (1997) eine solche nicht feststellen konnten, berichten TAYLOR und JACOBSON (1982) von höheren Proteingehalten bei weiblichen Schildkröten. Dem widerspricht LAMNEK (1996) – er fand bei männlichen Tieren höhere Bluteiweißspiegel.

Die eigenen Ergebnisse stimmen mit dem von TAYLOR und JACOBSON Gesagten überein: Die weiblichen Schildkröten besaßen höchst signifikant mehr Plasmaeiweiß als die männlichen. Neben TAYLOR und JACOBSON berichten auch CAMPBELL (1996) und WATSON (1998) von erhöhten Plasmaproteinspiegeln weiblicher Schildkröten vor allem während der Zeit der Eireifung. Die nach Geschlechtern getrennte saisonale Betrachtung (Abb. 4.26a) bestätigt diese Aussage in sehr anschaulicher Weise. Zwar haben die weiblichen Tiere während des gesamten Jahres höhere

Plasmaproteingehalte als die Männchen, jedoch tritt dieser Unterschied in den Monaten Mai bis Juli besonders deutlich hervor. Auch die statistische Analyse bestätigt diesen Sachverhalt. Nur bei der 4. Probenentnahme Ende Juni war der Unterschied zwischen den Geschlechtern hoch signifikant ( $p = 0,0022$ ), während zu allen anderen Zeitpunkten zwar deutliche Unterschiede in den Mittelwerten der beiden Geschlechter bestanden, sich diese statistisch aber nicht sichern ließen. Bei der Einzeltierbetrachtung hatten weibliche Tiere, von denen Eiablagen registriert wurden, im Eiablagezeitraum stets hohe Plasmaeiweißgehalte.

Eine Erklärung für die völlig abweichenden Ergebnisse von LAMNEK (1996) konnte nicht gefunden werden.

Wie Abb. 4.26a deutlich macht, wird der starke Anstieg der Plasmaeiweiße im Frühjahr wie auch der deutliche Abfall im Sommer und Herbst vor allem von den weiblichen Tieren bestimmt. Die männlichen Schildkröten folgen dieser Entwicklung während des gesamten Jahres in abgeschwächter Form. Die saisonalen Veränderungen der durchschnittlichen Plasmaproteinspiegel der Gesamtpopulation konnten während des gesamten Jahres statistisch gesichert werden.

In der Literatur werden unterschiedliche Angaben zum saisonalen Verhalten der Bluteiweiße gemacht. Die eigenen Ergebnisse werden durch die Aussagen von HUTTON (1960), HAGGAG et al. (1965) und, zumindest in der ersten Jahreshälfte, durch die Arbeiten von MASAT und MUSACCHIA (1965) und LAMNEK (1996) unterstützt. Die beiden letztgenannten Autoren berichten jedoch von einem zweiten Maximum der Plasmaproteine im Herbst. Es werden verschiedene Gründe für Veränderungen des Gesamtproteingehalts angeführt. Neben Dehydratation (MUSQUERA et al. 1976), Austausch der Eiweiße zwischen Körpergewebe und Blutplasma im Zusammenhang mit der Aktivität der Tiere (MASAT und MUSACCHIA 1965) soll auch die Nahrungsaufnahme (HAGGAG et al. 1965) Einfluß auf den Plasmaeiweißgehalt haben. Dem widersprechen die Ergebnisse von MASAT und MUSACCHIA (1965) und BONNET (1979), die bei hungernden Tieren keine signifikanten Veränderungen der Plasmaeiweißgehalte bemerkten. Somit scheint in erster Linie die Aktivität der Tiere, insbesondere im Zusammenhang mit dem

Sexualzyklus der Weibchen, das saisonale Verhalten des Plasmaproteinspiegels zu beeinflussen.

#### **5.4.14. Albumin (ALB)**

Recht niedrig waren die am eigenen Untersuchungsmaterial gemessenen Albuminwerte. Mit einem Mittelwert von  $9,2 \pm 5,3$  g/l und einer Schwankungsbreite von 0 – 24 g/l lagen sie deutlich unter den in der Literatur über europäische Landschildkröten (MUSQUERA et al. 1976, DONHAUSER 1997) angegebenen Werten. Den eigenen Werten sehr ähnlich sind dagegen die Ergebnisse von TAYLOR und JACOBSON (1982), PAGES et al. (1992) und LAMNEK (1996). Deutlich niedrigere Werte maßen MUSQUERA et al. (1976) bei europäischen Sumpfschildkröten, einen wesentlich höheren Referenzbereich für Schildkröten im allgemeinen nennt Mc ARTHUR (1996). Die beim Gesamtprotein besprochenen Gründe mögen auch hier zu Abweichungen in den Ergebnissen geführt haben.

Artunterschiede des Plasmaalbumingehalts scheinen zumindest innerhalb der Gruppe der europäischen Landschildkröten keine Rolle zu spielen. Weder bei DONHAUSER (1997) noch bei den eigenen Untersuchungen zeigten die geringen Abweichungen der Mittelwerte statistische Signifikanz.

Innerhalb der Klasse der Reptilien sollen dagegen aktivere Spezies (z.B. Echsen) höhere Albumingehalte im Plasma aufweisen als weniger aktive Spezies (z.B. Schildkröten) (MASSAT und DESSAUER 1968, DESSAUER 1970, WATSON 1998).

Im Hinblick auf die Geschlechtsabhängigkeit besteht völlige Übereinstimmung mit den beim Gesamtprotein beschriebenen Verhältnissen. Im Einzeltiervergleich wurden hohe Albuminspiegel vor allem bei eierlegenden Weibchen beobachtet.

Analog zum Gesamtprotein verhielt sich auch der saisonale Verlauf der Albuminkonzentration. Die Unterschiede zwischen den einzelnen Entnahmezeitpunkten waren dabei aber weniger signifikant.

Ende Juni war eine Abweichung im Vergleich zum Gesamtprotein zu verzeichnen: zum Zeitpunkt höchster Albumingehalte bei den Weibchen sanken die Werte bei den männlichen Tieren auf ein vorübergehendes Minimum, um anschließend, bis zur nächsten Probenentnahme Ende August, wieder deutlich anzusteigen. Eine mögliche Erklärung für die niedrigen Plasmaalbumingehalte der männlichen Tiere im Juni ist das Zuendegehen der Frühjahrspaarungssaison in diesem Zeitraum.

Auch in der durchgesehenen Literatur besteht zwischen Gesamtprotein und Albumin im allgemeinen Übereinstimmung im Hinblick auf Saisonalität und Geschlechtsabhängigkeit.

#### **5.4.15. Globulin (GLOB)**

Gute Übereinstimmung zeigten die eigenen Ergebnisse mit den Literaturangaben zum Globulingehalt im Plasma von Schildkröten. Ein Mittelwert der Gesamtpopulation von  $27,4 \pm 6,6$  g/l und eine Schwankungsbreite von 13 – 49 g/l entspricht weitestgehend den Angaben von MUSQUERA et al. (1976), JACOBSON et al. (1991), PAGES et al. (1992), LAMNEK (1996) sowie DONHAUSER (1997).

Während in der Literatur (DONHAUSER 1997) keine Hinweise auf signifikante artspezifische Unterschiede der Plasmaglobulinspiegel vorliegen, wurden bei den eigenen Untersuchungen in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten höchst signifikant höhere Globulingehalte gemessen als bei den beiden anderen Arten. Bei *Testudo hermanni* und *Testudo marginata* zeigten die Mittelwerte dagegen Übereinstimmung. Der höhere Globulinspiegel bei *Testudo graeca* schlug sich auch in einem signifikant höherem Gesamtproteingehalt nieder. Nach CAMPBELL (1996) ist ein Ansteigen der Globulinfraktion in erster Linie bei entzündlichen Erkrankungen zu

erwarten. Obwohl die untersuchten Maurischen Landschildkröten klinisch völlig symptomlos waren, ist davon auszugehen, daß die bereits mehrfach erwähnte Herpesinfektion für die erhöhten Globulinspiegel verantwortlich ist. Da jedoch auch bei DONHAUSER (1997) *Testudo graeca* höhere (nicht signifikant) Globulinspiegel aufwies als die anderen Arten europäischer Landschildkröten, bleibt die Frage nach einer eventuellen Artspezifität trotzdem weiter offen. Bedauerlicherweise wurden von DONHAUSER keine Herpesantikörpertests durchgeführt.

Die Globulinspiegel zeigten eine ausgeprägte Geschlechtsabhängigkeit. Wie beim Gesamtprotein so war auch der Globulingehalt im Plasma weiblicher Schildkröten höchst signifikant größer als bei den Männchen. Dieses Ergebnis steht wiederum im Widerspruch zu den Angaben von LAMNEK (1996), welcher umgekehrte Verhältnisse beschrieb.

Im saisonalem Verlauf war der Unterschied zwischen den Geschlechtern nur zum Zeitpunkt 1 und 4 von statistischer Signifikanz. Ende Juni (Zeitpunkt 4) wurde, analog zum Gesamtprotein, die höchste statistische Signifikanz ( $p = 0,0016$ ) des Unterschieds der Globulinspiegel der beiden Geschlechter erreicht.

Insgesamt gleicht die saisonale Verlaufskurve der Globuline, auch im Geschlechtervergleich, so stark der des Gesamtproteins, daß auf eine Wiederholung des dort Gesagten verzichtet werden soll.

Die eigenen Ergebnisse stimmen mit den Angaben von DONHAUSER (1997) überein, welche ebenfalls im Sommer höhere Werte maß als im Frühjahr und im Herbst. Bei LAMNEK (1996) dagegen gleicht nur die Verlaufskurve der männlichen Tiere den eigenen Ergebnissen, während bei den Weibchen von einem vorübergehenden Minimum der Globulinkonzentration im Juli berichtet wird.

#### 5.4.16. Albumin-Globulin-Verhältnis

Mit Ausnahme von Mc ARTHUR (1996), welcher einen Referenzbereich für den Albumin-Globulin-Quotienten von 0,6 – 1,5 nennt, ermittelten alle anderen Autoren speziesübergreifend ein Albumin-Globulin-Verhältnis kleiner 1. Ein Mittelwert der Gesamtpopulation von  $0,32 \pm 0,1$  und eine Schwankungsbreite von 0 – 0,6 bei den eigenen Untersuchungen bestätigt diese Literaturaussagen und liegt im unteren Bereich der zur Verfügung stehenden Referenzwerte (MUSQUERA et al. 1976, PAGES 1992, BOLTEN und BJORNDAL 1992, DONHAUSER 1997).

Ursache für die niedrigen Werte ist der oben besprochene geringe Plasmaalbumingehalt der eigenen Probanden.

Während MUSQUERA et al. (1976) wie auch DONHAUSER (1997) Speziesunterschiede statistisch belegen konnten, war bei den eigenen Probanden keine Artabhängigkeit des Albumin-Globulin-Quotienten zu erkennen. Auffällig ist jedoch die Tatsache, daß beim Vergleich der Mittelwerte Übereinstimmung mit den Angaben von DONHAUSER (1997) besteht, daß heißt in beiden Untersuchungen hatte *Testudo hermanni* das größte und *Testudo marginata* das kleinste Albumin-Globulin-Verhältnis. Die Werte von *Testudo graeca* lagen dazwischen.

Im Vergleich der Gesamtmittelwerte des Untersuchungszeitraumes konnte keine Geschlechtsabhängigkeit des Quotienten festgestellt werden. Die eigenen Untersuchungen stimmen in diesem Punkt mit den Angaben von BOLTEN und BJORNDAL (1992) und DONHAUSER (1997) überein.

Bei der Betrachtung der einzelnen Blutentnahmezeitpunkte wurde dagegen ein deutlicher Geschlechtsunterschied zum Zeitpunkt 4 nachgewiesen. Die weiblichen Schildkröten hatten Ende Juni einen signifikant größeren Albumin-Globulin-Quotienten als die Männchen. Wie auch beim Albumin so stehen auch beim Albumin-Globulin-Quotienten zu diesem Zeitpunkt Maximalwerte bei den Weibchen Minimalwerten bei den männlichen Schildkröten gegenüber.

Das saisonale Verhalten des Albumin-Globulin-Verhältnisses beschrieb bisher nur DONHAUSER (1997). Sie berichtet von kontinuierlich steigenden Werten im Jahresverlauf. Diese Aussage konnte mit den eigenen Ergebnissen nicht in Einklang gebracht werden. Der gravierendste Unterschied ist dabei der starke Anstieg des Quotienten direkt nach der Winterruhe vom Jahresminimum auf das Jahresmaximum innerhalb von nur 4 Wochen. Im weiteren Verlauf des Jahres sind die Veränderungen dagegen eher gering. Dabei unterscheidet sich der Quotient bei männlichen und weiblichen Tieren zu den einzelnen Zeitpunkten nur wenig. Eine Ausnahme bildete lediglich die Probenentnahme Ende Juni, bei welcher die oben näher beschriebenen Geschlechtsunterschiede zutage traten.

#### **5.4.17. Glukose (GLU)**

Bei einer deutlich geringeren Schwankungsbreite von 0,9 – 9,9 mmol/l entspricht der am eigenen Untersuchungsmaterial gewonnene Mittelwert der Glukosekonzentration mit  $3,8 \pm 1,5$  mmol/l den Ergebnissen von DONHAUSER (1997). Andere Autoren (TAYLOR und JACOBSON 1982, ROSSKOPF 1982, GÖBEL und SPÖRLE 1992, APELT 1993) gelangten zu sehr ähnlichen Ergebnissen. Alle Arbeiten berichten von einer relativ großen Variabilität des Blutzuckerspiegels. Begründet sind diese Schwankungen durch die variable Stoffwechselrate der Schildkröten in Abhängigkeit von Temperatur, Aktivität und Nahrungsaufnahme (WATSON 1998).

KUCHLING (1981) ließ seine Probanden eine Woche vor der Blutentnahme fasten und gelangte zu deutlich niedrigeren Werten. Ob die von KUCHLING praktizierte, "streßfrei" Blutentnahme durch Dekapitation ebenfalls zu niedrigeren Blutzuckerwerten führte, wie von DONHAUSER (1997) vermutet, soll dahingestellt bleiben.

Die Arbeit von DONHAUSER (1997) läßt zwar gewisse Unterschiede in den Mittelwerten der Glukosekonzentration der einzelnen Arten erkennen – statistisch stellten sich diese jedoch als zufällig heraus. Auch der Vergleich der anderen zur



Verfügung stehenden Quellen zur Blutglukosekonzentration läßt keine Rückschlüsse auf eventuelle Artunterschiede zu.

Bei den eigenen Untersuchungen waren die ermittelten Artunterschiede nur gering. Während die Mittelwerte des Blutzuckerspiegels bei *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* übereinstimmten, wurden bei *Testudo graeca* durchschnittlich etwas höhere Werte gemessen. Im Vergleich mit *Testudo hermanni* war dieser Unterschied auch statistisch zu belegen. Unter Umständen spielt auch hier die Herpesinfektion bei *Testudo graeca* eine gewisse Rolle. Andererseits waren die Maurischen Landschildkröten stets am "unkooperativsten" bei der Blutentnahme, so daß auch stärkerer Streß eine plausible Erklärung für die Erhöhung des Blutzuckers wäre (WATSON 1998).

Abschließend sei erwähnt, daß *Testudo marginata* bei DONHAUSER (1997) im Artvergleich durchschnittlich die höchsten Blutzuckerspiegel zeigte, was mit den eigenen Untersuchungen nicht bestätigt werden konnte. Auf die geringe Gruppengröße von *Testudo marginata* in beiden Arbeiten wurde bereits an anderer Stelle mehrfach hingewiesen.

Wie bei DONHAUSER (1997) so wurden auch beim eigenen Untersuchungsmaterial bei den männlichen Schildkröten durchschnittlich etwas höhere Glukosespiegel gemessen als bei den Weibchen. Statistisch muß dieser Unterschied aber als zufällig gelten. Auch BOLTEN und BORNDAL (1992) wiesen keine Geschlechtsabhängigkeit der Glukosekonzentration nach.

Dagegen konnte LAMNEK (1996) die tendenzielle Aussage von DONHAUSER (1997) auch statistisch belegen. Männliche europäische Sumpfschildkröten hatten signifikant höhere Blutzuckerwerte als die Weibchen.

Im saisonalen Verlauf konnte eine starke Abhängigkeit der Blutglukose von Aktivität und Nahrungsaufnahme nachgewiesen werden. Dem Jahresminimum direkt nach der Winterruhe folgte ein rasanter Anstieg der Blutzuckerspiegel im Frühjahr. Das erreichte hohe Niveau wird bis zum Frühsommer gehalten. Mit abnehmender Aktivität während der Sommermonate gehen auch die Glukosekonzentrationen wieder deutlich zurück.

Nachfolgend führt die gesteigerte Aktivität und Nahrungsaufnahme im Spätsommer und Herbst, während der Haltung im Zimmerterrarium, zu einem nochmaligen deutlichen Anstieg des Blutzuckers.

Die eigenen Ergebnisse stimmen in ihrer Grundaussage – hohe Glukosespiegel bei voller Aktivität und Nahrungsaufnahme, niedrige bei fehlender Aktivität und Nahrungsaufnahme – mit den Angaben von HAGGAG et al. (1965), KUCHLING (1981) und LAMNEK (1996) überein.

Die Ursache für die fehlende Saisonalität der Ergebnisse in den Arbeiten von HUTTON (1960), DESSAUER (1970), TAYLOR und JACOBSON (1982) sowie DONHAUSER (1997) dürfte in der anderen jahreszeitlichen Verteilung der Probenentnahmezeitpunkte in diesen Arbeiten zu suchen sein.

Den eigenen Ergebnissen völlig widersprechende Angaben machten HUTTON und GOODNIGHT (1957). Sie berichten von hohen Glukosespiegel während der Winterruhe und niedrigen im Sommer. Zu beachten ist, daß HUTTON und GOODNIGHT ihre Proben durch Herzpunktion gewannen, was einen nicht unerheblichen Eingriff am Tier voraussetzt (Bohrung im Plastron). KUCHLING (1981) wies eindrucksvoll nach, daß Streß während der Winterruhe zu einem erheblichen Anstieg der Blutglukose führt – er maß bei gestreßten Tieren während der Winterruhe die höchsten Werte im Vergleich zu allen anderen physiologischen Situationen. Somit dürfte Streß die Ursache für die von HUTTON und GOODNIGHT (1957) beschriebenen hohen Blutzuckerspiegel während der Winterruhe gewesen sein.

#### **5.4.18. Cholesterin (CHOL)**

Mit einem Mittelwert der Gesamtpopulation von  $2,7 \pm 1,2$  mmol/l und einer Schwankungsbreite von 0,2 – 6,4 mmol/l liegen die Cholesterinwerte der eigenen Untersuchung deutlich unter den von DONHAUSER (1997) bei europäischen Landschildkröten ermittelten Werten. Gute Übereinstimmung besteht dagegen mit den von JACKSON et al. (1974), TAYLOR und JACOBSON (1982) und JACOBSON et al. (1991) bei Gopherschildkröten ermittelten Referenzwerten. Von wesentlich niedrigeren

Cholesterinwerten bei Schmuck- bzw. Sumpfschildkröten berichten STENROOS und BOWMAN (1968) sowie LAMNEK (1996). Verschiedene Fütterungsregime, tierartliche und individuelle Unterschiede könnten zu den Abweichungen der Ergebnisse geführt haben.

Der tierartliche Vergleich ergab teilweise höchst signifikante Speziesunterschiede der Plasmacholesterinspiegel (*Testudo hermanni* > *Testudo graeca* > *Testudo marginata*). Ähnlich deutliche artabhängige Abweichungen wurden von STENROOS und BOWMAN (1968) bei verschiedenen Sumpfschildkrötenarten beschrieben. Die Autoren verweisen aber auch auf eine starke individuelle Variation, eine Aussage, welche auch von DONHAUSER (1997) bestätigt wurde.

Die Betrachtung der eigenen Ergebnisse läßt die Frage aufkommen, ob die starken tierartlichen Abweichungen der Cholesterinspiegel ihre Ursache in den unterschiedlichen Ernährungsgewohnheiten der untersuchten Arten haben. Während Breitrand Schildkröten bevorzugt extrem rohfaserreiches Grünfutter aufnehmen, favorisieren Griechische Landschildkröten nährstoffreichere Nahrung und zeigen eine stärkere Neigung zu animalischer Kost. Es sei daran erinnert, daß *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* in einer gemischten Gruppe lebten, also grundsätzlich das gleiche Nahrungsangebot vorfanden.

Bei den weiblichen Schildkröten wurden höchst signifikant höhere Cholesterinspiegel gemessen als bei den Männchen. Außer bei Entnahme 2 war dieser Geschlechtsunterschied auch bei der getrennten Betrachtung der einzelnen Blutentnahmezeitpunkte statistisch signifikant. Die eigenen Ergebnisse bestätigen in diesem Punkt die Arbeiten von TAYLOR und JACOBSON (1982), BOLTEN und BJORN DAL (1992) wie auch von DONHAUSER (1997).

Dagegen konnte LAMNEK (1996) bei europäischen Sumpfschildkröten eine solche Abhängigkeit nicht nachweisen.

CHAIKOFF und ENTENMAN (1946), JACKSON et al. (1974) sowie TAYLOR und JACOBSON (1982) sehen einen direkten Zusammenhang der erhöhten Cholesterinspiegel mit der ovariellen Aktivität der Weibchen, während sich die Cholesterinspiegel von weiblichen Tieren mit inaktiven Ovarien nicht von denen der

Männchen unterschieden. CHAIKOFF und ENTENMAN machten eine ovarielle Aktivität am Vorhandensein von Follikeln mit über 5 mm Durchmesser fest. Dieses Kriterium dürfte bei den meisten fortpflanzungsreifen Weibchen während der gesamten Saison erfüllt sein.

Abbildung 4.31a zeigt bei den weiblichen Tieren eine Zunahme der Cholesterinspiegel von Anfang April bis Ende Juni. In diesem Zeitraum wurden im eigenen Bestand die meisten Eiablagen registriert. Beim Einzeltiervergleich fällt auf, daß eierlegende Weibchen deutlich höhere Cholesterinspiegel aufweisen, als Weibchen die im gesamten Untersuchungszeitraum und teilweise auch im Vorjahr keine Eier abgelegt hatten.

Der saisonale Verlauf der Cholesterinkonzentration ähnelt stark den Beobachtungen von LAMNEK (1996), daß heißt vom Frühjahr zum Sommer wird ein allmählicher Anstieg der Werte beobachtet. Im Unterschied zu LAMNEK's Angaben war die Cholesterinkonzentration im Verlauf des ganzen Jahres bei den weiblichen Tieren deutlich größer als bei den Männchen. Die eigenen Probanden zeigten im Herbst einen leichten Rückgang der Werte, während von LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997) zu diesem Zeitpunkt Maximalwerte gemessen wurden.

Anzumerken ist, daß die beschriebenen, relativ geringen, saisonalen Veränderungen nur von LAMNEK (1996) statistisch belegt werden konnten und auch TAYLOR und JACOBSON (1982) bei ihren Untersuchungen an Gopherschildkröten keine statistisch signifikanten saisonalen Schwankungen der Cholesterinspiegel nachweisen konnten.

#### **5.4.19. Triglyceride (TRIG)**

In der vorliegenden Untersuchung wurde eine durchschnittliche Triglyceridkonzentration der Gesamtpopulation von  $2,1 \pm 2,3$  mmol/l bei einer Schwankungsbreite von 0 – 10,3 mmol/l ermittelt. Mittlere Triglyceridwerte in der Literatur schwanken zwischen  $0,19 \pm 0,08$  mmol/l (JACOBSON et al. 1991) und  $3,26 \pm 3,02$  mmol/l (DONHAUSER 1997). DONHAUSER nennt auch die größte in der Literatur

gefundene Schwankungsbreite von 0 – 19,3 mmol/l. Die Geschlechterzusammensetzung der Probandengruppen dürfte entscheidenden Einfluß auf das Gesamtergebnis ausüben und Ursache für die abweichenden Literaturangaben sein. Nach BOLTEN und BJORNDAL (1992) liegt außerdem eine deutliche positive Korrelation der Triglyceridgehalte mit der Körpergröße vor, so daß auch hier eine Ursache für unterschiedliche Ergebnisse liegen könnte. Der Zusammenhang zwischen Geschlecht und Triglyceridkonzentration wird nachfolgend näher besprochen.

In Übereinstimmung mit DONHAUSER (1997) wurden auch bei den eigenen Untersuchungen im Artvergleich bei *Testudo marginata* die niedrigsten Triglyceridspiegel gemessen. Im Unterschied zu DONHAUSER, die auf Grund der enormen Schwankungsbreite der Werte keine statistisch signifikanten Artunterschiede belegen konnte, waren die Triglyceridspiegel der Breitrandschildkröten in der vorliegenden Arbeit signifikant niedriger als bei den Maurischen Landschildkröten und hoch signifikant geringer als bei den Griechischen Landschildkröten. Zu bedenken ist allerdings, daß in der Gruppe der Breitrandschildkröten die männlichen Tiere überwogen, während bei den Griechischen und Maurischen Landschildkröten deutlich mehr Weibchen untersucht wurden. Somit könnte der scheinbare Artunterschied auch durch die unterschiedliche Geschlechterverteilung bedingt sein.

Während BOLTEN und BJORNDAL (1992) bei Untersuchungen an *Chelonia mydas* keine signifikante Geschlechtsabhängigkeit der Triglyceridspiegel nachweisen konnten, wurden bei den weiblichen Schildkröten der vorliegenden Untersuchung, in Übereinstimmung mit den Angaben von LAMNEK (1996) und DONHAUSER (1997), höchst signifikant höhere Triglyceridkonzentrationen im Plasma gemessen als bei den männlichen Tieren. Diese Unterschiede waren im gesamten Untersuchungszeitraum von höchster statistischer Signifikanz. Bereits CHAIKOFF und ENTENMANN (1946) wiesen nach, daß der erhöhte Plasmalipidgehalt weiblicher Schildkröten an die ovarielle Aktivität der Tiere gekoppelt ist. Auch bei den weiblichen Tieren der eigenen Untersuchung geht die Zeit der Eireifung und Eiablage mit einem starken Anstieg der Triglyceridspiegel bis auf ein Maximum Ende Juni einher. Nichtsdestoweniger war der

Geschlechtsunterschied während der gesamten Saison sehr deutlich ausgeprägt. Näheres dazu kann auch im vorhergehenden Abschnitt (5.4.18.) nachgelesen werden.

Wie die Abbildungen 4.32 und 4.32a verdeutlichen, ist das saisonale Verhalten der Triglyceride bei männlichen und weiblichen Tieren gleich. Jedoch ist das Niveau der Triglyceridspiegel bei den Weibchen, wie bereits erwähnt, während des gesamten Jahres deutlich höher als bei den Männchen. Der Verlauf der Triglyceridkurve der Gesamtpopulation wird somit in erster Linie von den Weibchen geprägt, zumal diese ja auch zahlenmäßig in der Überzahl waren.

In Übereinstimmung mit den Angaben von LAMNEK (1996) wurden minimale Triglyceridkonzentrationen am Ende der Winterruhe gemessen. Danach erfolgte, besonders bei den Weibchen, ein enormer Anstieg der Werte bis auf ein Maximum Ende Juni. Im weiteren Jahresverlauf ging der Triglyceridgehalt dann wieder etwas zurück. Im Unterschied zu den Ergebnissen von LAMNEK, welcher im Herbst sehr niedrige Werte maß, blieben die Triglyceridspiegel der eigenen Tiere bis in den Herbst hinein auf recht hohem Niveau. Die Tatsache, daß auch im Spätsommer und Herbst noch Eiablagen beobachtet wurden, scheint eine mögliche Erklärung für dieses Phänomen zu sein.

Die Ergebnisse von DONHAUSER (1997) können insofern mit dem zuvor Gesagten in Deckung gebracht werden, daß die erste Probenentnahme im Frühjahr vermutlich erst erfolgte, als die Triglyceridspiegel bereits ein hohes Niveau erreicht hatten. Somit wird der von DONHAUSER geschilderte Abfall der Werte während des gesamten Jahres verständlich. Signifikant waren diese Veränderungen nur bei den weiblichen Tieren.

TAYLOR und JACOBSON (1982) konnten dagegen bei *Gopherus polyphemus* keine saisonalen Veränderungen der Triglyceridkonzentrationen feststellen, was nicht unbedingt verwundert, da nur zwei Probenentnahmetermine in die Untersuchung einbezogen wurden.

#### **5.4.20. Abschließende Betrachtung zur Blutbiochemie der Maurischen Landschildkröten im Bezug auf die Herpesinfektion**

Bisher fand die Frage der Beeinflussung der biochemischen und hämatologischen Parameter bei herpesinfizierten Schildkröten in der Literatur leider keine Beachtung. Auf Grund der Breite des Problems und der Tatsache des Auftretens latenter Infektionen (BLAHAK 2000) besteht die Möglichkeit, daß in die Untersuchungen anderer Autoren ohne deren Wissen herpesinfizierte Tiere mit einbezogen wurden und die Ergebnisse in bisher noch ungeklärter Weise beeinflussten.

Am eigenen Untersuchungsmaterial wurden in der Gruppe der Maurischen Landschildkröten im Vergleich mit *Testudo marginata* und *Testudo hermanni* teilweise höchst signifikant höhere Werte folgender Parameter gemessen: Harnsäure, Aspartataminotransferase, Lactatdehydrogenase, Creatinkinase, Gesamtprotein, Globulin, Glukose. Näheres zum Umfang der Herpesinfektion ist im Abschnitt 4.4. dargestellt.

Bei allen genannten Parametern finden sich in der zur Verfügung stehenden Literatur fast keine Hinweise auf signifikante Artunterschiede innerhalb der Gruppe der europäischen Landschildkröten. Es liegt also die Frage nahe, ob die Erhöhung der genannten Parameter Folge der Herpesinfektion ist oder doch auf bisher nicht bemerkten Artunterschieden beruht.

Um diese in diagnostischer Hinsicht bedeutsame Frage abschließend zu beantworten, wären weitere Untersuchungen an herpesinfizierten und herpesnegativen Tieren, möglichst im innerartlichen Vergleich, notwendig.

Die allgemeinen Aspekte zur Herpesinfektion wurden bereits im Abschnitt 5.3.8. besprochen und sollen an dieser Stelle nicht wiederholt werden.

## 5.5. Gesamtüberblick

Die klinische Relevanz der vorliegenden Arbeit ist in der Erstellung von Vergleichswerten für die tierärztlich-diagnostische Tätigkeit zu suchen. Zu beachten ist dabei, daß sowohl die Auswahl der Tiere als auch die gewählte Labortechnik (VET-TEST 8008 Fa. Idexx) Einfluß auf die Ergebnisse nimmt und bei der Auswertung und Verwendung der Daten Beachtung finden muß.

Will man Vergleichs- oder Referenzwerte für die klinische Diagnostik erstellen, so ist die genaue Kenntnis der physiologischen Situation der Probanden von herausragender Bedeutung. Von „Normalwerten“ zu sprechen sollte vermieden werden, da bereits der Versuch einer klaren Definition dieses Begriffes zum Scheitern verurteilt ist. Es kann deshalb nur von Referenzbereichen gesprochen werden, welche von einer möglichst genau untersuchten und beschriebenen Probandengruppe stammen (FRYE 1991, HAWKEY und DENNET 1990, KRAFT 1997, WATSON 1998).

Die klinische Untersuchung, begleitet von einem detaillierten Vorbericht, nimmt bei der Erfassung des Gesundheitszustandes eines Patienten wie auch des „gesunden“ Probanden eine zentrale Stellung ein (JACKSON und LAWTON 1997, GABRISCH 1984, GABRISCH und ZWART 1998).

Daneben kann der Jackson-Quotient zur Abschätzung des Gesundheitsstatus einer Landschildkröte herangezogen werden. Er ermöglicht eine, wenn auch grobe, so doch objektive Einschätzung des Ernährungszustandes der Schildkröte (JACKSON 1980).

Die vorliegende Arbeit verdeutlicht, daß Tierart, Geschlecht und Jahreszeit teilweise erheblichen Einfluß auf hämatologische und blutbiochemische Parameter europäischer Landschildkröten ausüben. Die Abhängigkeit der einzelnen Parameter von den genannten Faktoren wurde in Tabelle 4.41 und 4.99 übersichtlich dargestellt.

Sollen Blutuntersuchungen zur Diagnostik von Erkrankungen europäischer Landschildkröten herangezogen werden, so dürfte eine sinnvolle diagnostische Aussage nur unter Berücksichtigung der genannten Einflußfaktoren möglich sein.



So müssen beispielsweise hohe Hämatokrit-, Harnstoff- und Harnsäurewerte, welche direkt im Anschluß an die Winterruhe normal sind, während der Aktivitätsperiode als pathologisch eingestuft werden. Triglycerid- und Cholesterinspiegel gesunder Weibchen wären, bei männlichen Tieren gemessen, als deutlich erhöht zu bewerten.

Ähnliche Aussagen können zu zahlreichen der untersuchten Blutparameter gemacht werden. Eine Nichtbeachtung der Faktoren Art, Geschlecht und Jahreszeit würde zweifelsfrei zu diagnostischen Fehlaussagen und in deren Folge zu Fehlbehandlungen mit unter Umständen fatalen Folgen für den Patienten führen.

Abschließend soll beispielhaft auf den diagnostischen Wert einiger Parameter eingegangen werden.

Über den Referenzwerten liegende Leukozytenzahlen legen den Verdacht einer Infektion und einer daraus resultierenden Entzündung nahe. Ein über das normale Maß hinaus gehender Hämatokrit ist meist Ausdruck einer Dehydratation der Schildkröte.

Erhöhte Harnsäurewerte können unabhängig von Jahreszeit und Geschlecht Hinweise auf Nierenerkrankungen und/oder fehlerhafte eiweißreiche Fütterung des Patienten geben. Erhöhte Kalziumspiegel werden während der Eireifung bei weiblichen Landschildkröten beobachtet, niedrige Kalziumkonzentrationen bei Jungtieren deuten dagegen auf Mangelzustände hin. Über dem relativ engen Referenzbereich liegende ALT–Werte sind ein recht spezifisches Diagnostikum für Leberzellschäden. Wenig organspezifisch ist dagegen die Lactatdehydrogenase. Ein Anstieg derselben ist deshalb bei Schädigungen der verschiedensten Körpergewebe zu erwarten. Daneben führt auch eine traumatische Blutentnahme zum Anstieg verschiedener Enzyme (LDH, AST, CK). Dieser Einfluß muß deshalb unbedingt in die diagnostischen Überlegungen mit einbezogen werden. Hohe CK–Aktivitäten sind darüber hinaus ein gutes Diagnostikum für Muskelzellschäden.

## VI. Zusammenfassung

Literaturquellen zur Beeinflussung hämatologischer und blutbiochemischer Parameter verschiedener Schildkrötenarten durch Tierart, Jahreszeit und Geschlecht wurden ausgewertet.

In der vorliegenden Studie wurden von 34 vorwiegend adulten, klinisch gesunden europäischen Landschildkröten (19 *Testudo hermanni*, 10 *Testudo graeca*, 5 *Testudo marginata*) insgesamt 204 Blutproben gewonnen. Im Verlauf eines Jahres wurden 6 Blutentnahmen bei jeder Schildkröte durchgeführt.

Körpermaße (Körpergewicht, Carapaxlänge, Jackson-Quotient), hämatologische (Hämatokrit, Erythrozytenzahl, Hämoglobinkonzentration, Leukozytenzahl, Differentialblutbild, Thrombozytenzahl, Erythrozytenindizes) und blutbiochemische (Kalium, Natrium, Chlorid, Kalzium, Phosphor, Kalzium-Phosphor-Verhältnis, Harnstoff, Harnsäure, Gesamtprotein, Albumin, Globulin, Albumin-Globulin-Verhältnis, Glukose, Cholesterin, Triglyceride, Alaninaminotransferase, Aspartataminotransferase, Laktatdehydrogenase, Creatinkinase) Parameter wurden bestimmt.

Von allen Tieren wurde der Herpesvirusantikörpertiter ermittelt.

Alle untersuchten Schildkröten (13 männlich, 21 weiblich) lebten seit mindestens 2 Jahren in einem geschlossenen Bestand in kombinierter Freiland/Zimmerhaltung.

Statistisch signifikante Unterschiede zwischen den Arten (Hämatokrit, Hämoglobinkonzentration, Leukozytenzahl, Differentialblutbild, Thrombozytenzahl, Erythrozytenindizes, Natrium, Kalzium, Harnsäure, Gesamtprotein, Globulin, Glukose, Cholesterin, Triglyceride, Alaninaminotransferase, Aspartataminotransferase, Laktatdehydrogenase, Creatinkinase), jahreszeitliche Schwankungen (Hämatokrit, Hämoglobinkonzentration, Leukozytenzahl, Differentialblutbild, Thrombozytenzahl, Erythrozytenindizes, Kalium, Natrium, Chlorid, Kalzium, Phosphor, Kalzium-Phosphor-Verhältnis, Harnstoff, Harnsäure, Gesamtprotein, Albumin, Globulin, Albumin-Globulin-

Verhältnis, Glukose, Triglyceride, Alaninaminotransferase, Aspartataminotransferase, Creatinkinase) sowie Unterschiede zwischen den Geschlechtern (Hämatokrit, Erythrozytenzahl, Hämoglobinkonzentration, Leukozytenzahl, Differentialblutbild, Thrombozytenzahl, Kalzium, Phosphor, Harnsäure, Gesamtprotein, Albumin, Globulin, Cholesterin, Triglyceride, Alaninaminotransferase) konnten nachgewiesen werden.

Bei *Testudo graeca* kann ein Einfluß einer latenten Herpesinfektion auf einige hämatologische (Leukozytenzahl, Eosinophile, Lymphozyten, Monozyten) und blutbiochemische (Harnsäure, Aspartataminotransferase, Lactatdehydrogenase, Creatinkinase, Gesamtprotein, Globulin, Glukose) Parameter vermutet werden.

## VII. Summary

### **Seasonal variations in hematological and bloodbiochemical data of the European tortoises (*Testudo graeca*, *Testudo hermanni*, *Testudo marginata*)**

Literature about the influence of species, season and sex on hematological and bloodbiochemical parameters of various chelonians was evaluated.

In the present study a total of 204 blood samples were taken from 34 mainly adult, clinical healthy European tortoises (19 *Testudo hermanni*, 10 *Testudo graeca*, 5 *Testudo marginata*). Six blood samples of each tortoise were taken during the period of one year.

Body measurements (body weight, carapace length, Jackson's ratio) hematological (packed cell volume, red blood cell count, hemoglobin concentration, white blood cell count, differential blood cell count, thrombocyte count, red blood cell indices) and bloodbiochemical (potassium, sodium, chlorid, calcium, phosphorus, calcium-phosphorus-ratio, urea, uric acid, total protein, albumin, globulin, albumin-globulin-ratio, glucose, cholesterol, triglycerides, alanine-aminotransferase, aspartate-aminotransferase, lactate-dehydrogenase, creatine-kinase) parameters were determined.

The antibody titer against chelonian herpes viruses of all animals was determined.

All examined animals (13 males, 21 females) lived since least than two years in a closed population in combined outdoor/indoor-keeping.

Statistically significant species differences (packed cell volume, hemoglobin concentration, white blood cell count, differential blood cell count, thrombocyte count, red blood cell indices, sodium, calcium, uric acid, total protein, globulin, glucose, cholesterol, triglycerides, alanine-aminotransferase, aspartate-aminotransferase, lactate-dehydrogenase, creatine-kinase), seasonal variations (packed cell volume,

hemoglobin concentration, white blood cell count, differential blood cell count, thrombocyte count, red blood cell indices, potassium, sodium, chlorid, calcium, phosphorus, calcium-phosphorus-ratio, urea, uric acid, total protein, albumin, globulin, albumin-globulin-ratio, glucose, triglycerides, alanine-aminotransferase, aspartate-aminotransferase, creatine-kinase) and sex differences (packed cell volume, red blood cell count, hemoglobin concentration, white blood cell count, differential blood cell count, thrombocyte count, calcium, phosphorus, uric acid, total protein, albumin, globulin, cholesterol, triglycerides, alanine-aminotransferase) were demonstrated.

An influence of a latent herpes virus infection on hematological (white blood cell count, eosinophiles, lymphocytes, monocytes) and bloodbiochemical (uric acid, aspartate-aminotransferase, lactate-dehydrogenase, creatine-kinase, total protein, globulin, glucose) parameters has to be discussed in *Testudo graeca*.

**VIII. Literaturverzeichnis**

ALDER, A. u. E. HUBER (1923):

Untersuchungen über Blutzellen und Zellbildung bei Amphibien und Reptilien.

Fol. Haemat. 29, 1-22.

ALLEMAN, A.R., E.R. JACOBSON u. R.E. RASKIN (1992):

Morphological and cytochemical characteristics of blood cells from the desert tortoise (G.agassizii).

Am.J.Vet.Res. 53, 1645-1651.

ALTLAND, P.D. u. K.C. BRACE (1956):

Red cell survival in the turtle.

Proc. Soc. Exptl. Biol. Med. 615, 91-94.

ALTLAND, P.D. u. K.C. BRACE (1962):

Red cell life span in the turtle and toad.

Am. J. Physiol. 203, 1188-1190.

ALTLAND, P.D. u. M. PARKER (1955):

Effects of hypoxia upon the box turtle.

Am. J. Physiol. 180, 421-427.

ALTLAND, P.D. u. E.C. THOMPSON (1958):

Some factors affecting blood formation in turtles.

Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 99, 456-459.

APELT, H.J. (1993):

Die Anwendung von Tiletamin-Zolazepam zur Injektionsanästhesie und Prämedikation einer Isoflurannarkose bei der Schildkröte.

Vet.-Med. Diss., TiHo, Hannover.

AVERY, H.W. u. L.J. VITT (1984):

How to get blood from a turtle.

Copeia, 209-210.

BENNETT, J.M. (1986):

A method for sampling blood from hatchling Loggerhead Turtles.

Herpetological Review 17(2), 43.

BERNSTEIN, R.E. (1938):

Blood cytology of the tortoise *T. geometrica*.

South Afr. J. Sci. 35, 327-331.

BLAHAK, S. (2000):

Virusinfektionen bei Reptilien.

Der praktische Tierarzt 81(2), 92-112.

BOLTEN, A.B. u. K.A. BJORN DAL (1992):

Blood profiles for a wild population of green turtles (*Chelonia mydas*) in the southern Bahamas: size-specific and sex-specific relationships.

Journal of wildlife diseases 28(3), 407-413.

BOLTEN, A.B., E.R. JACOBSON u. K.A. BJORN DAL (1992):

Effects of anticoagulant and autoanalyzer on blood biochemical values of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*).

Am. J. Vet. Res. 52(12), 2224-2227.

BONNET, B. (1979):

Influence of the nutritional conditions on the organic composition of blood and urine in the juvenile sea turtle (*Chelonia mydas*).

Aquaculture 16, 253-260.

BRADLEY, T.A., T.M. NORTON u. K.S. LATIMER (1998):

Hemogramm values, morphological characteristics of blood cells and morphometric study of Loggerhead Sea Turtles, *Caretta caretta*, in the first year of life.

Bulletin of the ARAV 8(3), 8-16.

CAMPBELL, T.W. (1996):

Clinical pathologie

In: Mader,D.R.: Reptile medicine and surgery.

W.B. Saunders Company, Philadelphia, 248-257.

CHAIKOFF, H.A. u. C. ENTENMANN (1946):

The lipides of blood, liver and egg yolk of the turtle.

J. Biol. Chem. 166, 683-689.

COHEN, E. (1954):

A comparison of the total protein and albumin content of the blood sera of some reptiles.

Science 119, 98-99.

COHEN, E. u. G.B. STICKLER (1958):

Absence of albumin-like serum proteins in turtles.

Science 127, 1392.

CRENSHAW, J.W.jr. (1962):

Variation in the serum albumins and other blood proteins of turtles of the Kinosternidae.

Physiol.Zool 35, 157-165.

DESSAUER, H.C. (1970):

Blood chemistry of reptiles: Physiological and evolutionary aspects.

In: Gans,C. u. T.C.Parsons: Biology of the reptilia, Vol. 3.

Academic Press, San Diego. S. 1-72.



DONHAUSER, J.I. (1997):

Blutreferenzwerte Europäischer Landschildkröten (*Testudo hermanni*, *Testudo graeca*, *Testudo marginata*, *Agrionemys horsfieldi*).

Vet.-Med. Diss., Ludwig Maximilians Universität, München.

DUGUY, R. (1967):

Le cycle annuel des elements figures du sang chez *E. orbicularis*, *L. muralis* et *N.maura*.

Bull. Soz. zool. France 92, 23-37.

DUGUY, R. (1970):

Numbers of blood cells and their variations.

In: Gans, C. u. T.C. Parsons: Biology of the Reptilia, Vol. 3.

Academic Press, San Diego. S.93-109.

DUNSON, W.A. (1970):

Some aspects of electrolyte and water balance in three estuarine reptiles, the Diamontback-Terrapin, American and „Salt Water“ Crocodiles.

Comp. Biochem. Physiol. 32, 161-174.

FRAIR, W. (1963):

Blood group studies with turtles.

Science 140, 1412-1414.

FRAIR, W. (1977):

Sea turtle red blood cell parameters correlated with carapace lengths.

Comp. Biochem. Physiol. 56A, 467-472.

FRAIR, W., R.A. MITTERMEIER u. A.G.J. RHODIN (1978):  
Blood biochemistry and relations among Podocnemis Turtles  
(Pleurodira, Pelomedusidae)  
Comp. Biochem. Physiol. 61B, 139-143.

FRAIR, W. u. B.K. SHAH (1982):  
Sea turtle blood serum protein concentrations correlated with carapace lengths.  
Comp. Biochem. Physiol. 73A, 337-339.

FRANK, W. (1978):  
Blutharnsäurewerte und viscerale Gicht bei Reptilien.  
Praktische Tierarzt 53, 115-121.

FRANKEL, H.M., G. STEINBERG u. J. GORDON (1966):  
Effects of temperature on blood gases, lactate and pyruvate in turtles,  
*Pseudemys scripta elegans*, in vivo.  
Comp. Biochem. Physiol. 19, 279-283.

FRYE, F.L. (1991):  
Hematology as applied to clinical reptile medicine.  
In: Frye, F.L.: Reptile care. An atlas of diseases and treatments. Chapter 7.  
T.H.F. Publications, Inc., Neptune City, N.J..

FRYE, F.L., F.R. DUTRA, J.D. CARNEY u. B. JOHNSON (1976):  
Spontaneous diabetes mellitus in a turtle.  
Vet. Med./Small Animal Clinician 71(7), 935-940.

GABRISCH, K. (1984):  
Die häufigsten Schildkrötenkrankheiten in der tierärztlichen Praxis.  
Praktischer Tierarzt 65, 483-489.

GABRISCH, K. u. P. ZWART (1998):

Schildkröten.

In: Gabrisch, K. u. P. Zwart: Krankheiten der Heimtiere.

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover, S.663-750.

GANDAL, C.P. (1958):

A practical method for obtaining blood from anesthetized turtles by means of cardiac puncture.

Zoologica 43, 93-94.

GAUMER, A.E.H. u. C.J. GOODNIGHT (1957):

Some aspects of the hematology of turtles as related to their activity.

Am. Midl. Nat. 58, 332-340.

GILLES-BAILLIEN, M. (1969):

Seasonal variations in blood and urine constituents of the tortoise *T. hermanni* *hermanni*.

Arch. Intern. Physiol. Biochim. 77, 427-440.

GILLES-BAILLIEN, M. (1970):

Urea and osmoregulation in the diamondback terrapin *Malaclemys centrata centrata*.

J. Exp. Biol. 52, 691-697.

GILLES-BAILLEN, M. (1973):

Seasonal variations in weight and hematological data of *T. h. hermanni*.

Arch. Intern. Physiol. Biochim. 81, 723-732.

GILLES-BAILLIEN, M. u. F. SCHOFFENFIELS (1965):

Variations saisonnières dans la composition du sang de la tortue grecque *T. hermanni*.

Anns. Soc. R. Zool. Belg. 95, 75-79.

GÖBEL, T., B.J. SCHILDGER u. H. SPÖRLE (1990):

Propädeutik und diagnostische Verfahren bei Reptilien.

Praktische Tierarzt 71, 14-25.

GÖBEL, T. u. H. SPÖRLE (1992):

Blutentnahmetechnik und Serumnormalwerte wichtiger Parameter bei der griechischen Landschildkröte (*Testudo hermanni hermanni*).

Tierärztl. Praxis 20, 231-234.

HAGGAG, G., K.A. RAHEM u. F. KHALIL (1965):

Hibernation in reptiles. I. Changes in blood electrolytes.

Comp. Biochem. Physiol. 16, 457-465.

HAGGAG, G., K.A. RAHEM u. F. KHALIL (1966):

Hibernation in reptiles. II. Changes in blood glucose, hemoglobin, red blood cell count, protein and non protein nitrogen.

Comp. Biochem. Physiol. 17, 335-339.

HAWKEY, C.M. u. T.B. DENNETT (1990):

Farbatlas der Hämatologie: Säugetiere, Vögel, Reptilien.

Ins dt. übertr. von A.Kohlstädt.

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover.

HAWKEY, C.M., P.M. BENNET, S.C. GASCOYNE, M.G. HART u. J.K. KIRKWOOD (1991):

Erythrocyte size, number and hemoglobin content in vertebrates.

British Journal of Hematology 77(3), 392-397.

HEADY, J.M. u. T.E. ROGERS (1962):

Turtle blood cell morphology.

Proc. Iowa Acad. Sci. 69, 587-590.

HIRSCHFELD, W.J. u. A.S. GORDON (1965):

The effect of bleeding and starvation on blood volumes and peripheral hemogram of the turtle, *Ps. scr. elegans*.

Anat. Rec. 153, 317-324.

HOLMES, W.N. u. R.L. McBEAN (1964):

Some aspects of elektrolyte excretion in the Green Turtle, *Chelonia mydas mydas*.

J.Exp.Biol. 41, 81-90.

HOPPING, A. (1923):

Seasonal changes in the gases and sugar of the blood and the nitrogen distribution in the blood and urine of the alligator.

Am. J. Physiol. 66, 1, 145-163.

HUTCHINSON, V.H. u. H. SZARSKI (1965):

Number of erythrocytes in some amphibians and reptiles.

Copeia 1965, 373-375.

HUTTON, K.E. (1960):

Seasonal physiological changes in the Red-Eared Turtle, *Pseudemys scripta elegans*.

Copeia 1960, 360-362.

HUTTON, K.E. u. C.J. GOODNIGHT (1957):

Variations in the blood chemistry of turtles under active and hibernating conditions.

Physiol. Zool. 30, 198-207.

JACKSON, O.F. (1980):

Weight und measurement data on tortoises (*T.graeca* and *T.hermani*) and their relationship to health.

J. small Anim. Pract. 21, 409-416.

JACKSON, C.G.jr. u. R.C. LEGENDRE (1967):

Blood serum cholesterol levels in turtles:

Comp. Biochem. Physiol. 20, 311-312.

JACKSON, C.G.jr., C.M. HOLCOMB u. M.M. JACKSON (1974):

Aortic calcification, serum calcium, magnesium, sodium and cholesterol in *Gopherus polyphemus*.

Comp. Biochem. Physiol. 49A, 603-605.

JACKSON, O.F. u. M.P.C. LAWTON (1997):

Untersuchung des Patienten und Diagnosestellung

In: Beynon, P.H.; M.P.C. Lawton u. J.E. Cooper:

Kompendium der Reptilienkrankheiten: Haltung - Diagnostik - Therapie.

Ins dt. Übertr. Von S. Blahak u. Ph.Krug

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover. S.39-46.

JACOBSON, E.R. (1987):

Reptiles.

Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice 17 (5), 1203 - 1225.

JACOBSON, E.R. (1997):

Laboruntersuchungen.

In: Beynon, P.H., M.P.C. Lawton u. J.E. Cooper:

Kompendium der Reptilienkrankheiten: Haltung - Diagnostik - Therapie.

Ins dt. übertr. von S. Blahak u. Ph.Krug

Schlütersche Verlagsanstalt und Druckerei, Hannover. S.57-70.

JACOBSON, E.R., J.M. GASKIN, M.B. BROWN, R.K. HARRIS, C.H. GARDINER, J.L. La POINTE, H.P. ADAMS u. C. REGGIARDO (1991):

Chronic upper respiratory tract disease of free-ranging Desert Tortoises (*Xerobates agassizii*).

Journal of wildlife diseases 27(2), 296-316.

JACOBSON, E.R., J. SCHUMACHER u. M.E. GREEN (1992):

Techniques for sampling and handling blood for hematological and plasma biochemical determinations in the desert tortoise, *Xerobates agassizi*.

Copeia January 1992, 237-241.

JACQUES, F.A. (1963):

Blood coagulation and anticoagulant mechanisms in the turtle *Pseudemys elegans*.

Comp. Biochem. Physiol. 9, 241-249.

JOHLIN, J.M. u. F.B. MORELAND (1933):

Studies of the blood picture of the turtle after complete anoxia.

J. Biol. Chem., 103, 107-114.

KAPLAN, H.M. (1960):

Annual variations in the red cell count, hemoglobin concentration and packed cell volume of *Pseudemyd* turtles.

Anat. Rec. 137(3), 369.

KAPLAN, H.M. (1968):

Techniques of collection in ectotherms body fluids, excreta and vital products for laboratory examination.

Lab. Anim. Care 18, 131-143.

KAPLAN, H.M. u. W. RUEFF (1960):

Seasonal blood changes in turtles.

Proc. Anim. Care Panel 10, 63-68.

KERR, J. u. H.M. FRANKEL (1972):

Inadequacy of blood drawn by cardiac puncture as a source for respiratory gas measurements in turtle (*Pseudemys scripta*).

Comp. Biochem. Physiol. 41A, 913- 915.

KIM, S.H., K.W. CHO u. G.Y. KOH (1987):

Circannual changes in renin concentration, plasma electrolytes and osmolality in the freshwater turtle.

General and Comparative Endocrinology 67(3), 383-389.

KÖLLE, P. (1994):

Blutparameter als Hilfe in der Diagnostik von Reptilienkrankheiten.

Tagungsunterlagen (Berlin Juni 1994) der AG Reptilienkrankheiten der DGHT, Rheinbach.

KOOISTRA, T.A. u. D.H. EVANS (1976):

Sodium balance in the Green Turtle, *Chelonia mydas*, in seawater and freshwater.

J. Comp. Physiol. 107, 229-240.

KRAFT, W. u. U.M. DÜRR (1997):

Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin.

Schattauer, Stuttgart, New York.

KUCHLING, G. (1981):

Seasonal variations of the oxygen consumption and the blood glucose concentration under low temperature conditions in male tortoise, *Testudo hermanni hermanni* Gmelin.

Amphibia-Reptilia 2, 235-241.



LAMNEK, H.F. (1996):

Saisonale Einflüsse auf Blutparameter und Sexualhormone bei der Europäischen Sumpfschildkröte (*Emys orbicularis*).

Vet.-Med. Diss., Ludwig-Maximilians-Universität, München.

LANGE, H., W. HERBST, J.M. WIECHERT, u. T. SCHLIEßER (1989):

Elektronenmikroskopischer Nachweis von Herpesviren bei einem Massensterben von griechischen Landschildkröten (*T.hermanni*) und Vierzehenschildkröten (*A.horsfieldii*)  
Tierärztliche Praxis 17, 319-321.

LAWRENCE, K. (1987):

Post hibernational anorexia in captive Mediterranean tortoises (*T.graeca* and *hermanni*).  
Veterinary Record 120, 87-90.

LAWRENCE, K. u. C. HAWKEY (1986):

Seasonal variations in hematological data from Mediterranean tortoises (*Testudo graeca* and *Testudo hermanni*) in captivity.

Res. Vet. Sci. 40, 225-230.

LEONE, C.A. u. F.E. WILSON (1961):

Studies of turtle sera - 1.The nature of the fastest-moving electrophoretic component in the sera of nine species.

Physiol. Zool. 34, 297-305.

MAGINNISS, L.A. u. B.M. HITZIG (1987):

Acid-base status and electrolytes in red blood cells and plasma of turtles submerged at 3°C.

American Physiological Society 1987, R64-R70.

MARKS, K.S. u. S.B. CITINO (1990):

Hematology and serum chemistry of the radiated tortoise (*T.radiata*).

J.Zoo and Wildl. Med. 21, 342-344.

MASAT, R.J. u. H.C. DESSAUER (1968):

Plasma albumins of reptiles.

Comp. Biochem. Physiol. 25(1), 119-128.

MASAT, R.J. u. X.J. MUSACCHIA (1965):

Serum protein concentration changes in the turtle, *Chrysemis picta*.

Comp. Biochem. Physiol. 16, 215-225.

McARTHUR, S. (1996):

Veterinary management of tortoises and turtles.

Blackwell Science Ltd, Oxford

McARTHUR, S., S. BLAHAK, P. KÖLLE, E.R. JACOBSON,

R.E. MARSCHANG u. F. ORIGGI (2002):

Chelonian Herpesvirus (Roundtable).

Journal of Herpetological Medicine and Surgery 12(2), 14-31.

McLEAN, G.S., A. K.LEE u. K.J. WILSON (1973):

A simple method of obtaining blood from lizards.

Copeia 1973, 338-339.

MUNDAY, K.,A. u. G.F. BLANE (1961):

Cold stress of the mammal, bird and reptile.

Comp. Biochem. Physiol. 2, 8-21.

MUSACCHIA, X.J. u. W. GRUNDHAUSER (1962):

Seasonal and induced alterations of water content in organs of the turtle *Chrysemis picta*.

Copeia 1962, 570-575.

MUSACCHIA, X.J. u. M.L. SIEVERS (1956):

Effects of induced cold torpor on hemoconcentration in *Chrysemis picta*.

Fed. Proc. 15, 134.

MUSQUERA, S., J. MASSEGU u. J. PLANAS (1976):

Blood proteins in turtles (*Testudo hermanni*, *Emys orbicularis* and *Caretta caretta*).

Comp. Biochem. Physiol. 55A, 225-230.

NATT, M.P. u. C.A. HERRICK (1952):

A new blood diluent for counting the erythrocytes and leukocytes of the chicken.

Poult Sci 31, 735-738.

OLSON, G.A., J.R. HESSLER u. R.E. FAITH (1975):

Techniques for blood collection and intravascular infusions of reptiles.

Laboratory Animal Science 25, 6, 783-787.

PAGES, T., V.I. PEINADO u. G. VISCOR (1992):

Seasonal changes in hematology and blood chemistry of the freshwater turtle, *Mauremys caspica leprosa*.

Comp. Biochem. Physiol. 103A, 275-278.

PIENAAR, U.DE V. (1962):

Hematology of the south african reptiles.

Witwatersrand, Univ. Press, Johannesburg

RAPATZ, G.L. u. X.J. MUSACCHIA (1957):

Metabolism of *Chrysemis picta* during fasting and during cold torpor.

Am. J. Physiol. 188, 456-460.

REICHENBACH-KLINKE, H. u. E. ELKAN (1965):

The principal diseases of lower vertebrates; Part III: Reptilia, 390-393.

Academic Press, London, New York.

RICHTER, A.G., J. OLSON, K. FLETCHER, K. BENIRSCHKE u. M. BOGART (1977):

Techniques for collecting blood from Galapagos tortoises and Box Turtles.

Veterinary Medicine/Small Animal Clinician 72, 1376-1378.

ROSSKOPF, W.J. (1982):

Normal hemogram and blood chemistry values for California Desert Tortoises.

Veterinary Medicine/Small Animal Clinician 77, 85-87.

SAINT GIRONS, M.C. (1970):

Morphology of the circulating blood cells.

In: Gans, C. u. T.C. Parson: Biology of the reptilia, Vol. 3.

Academic Press, London, New York, 73-91.

SAMOUR, H.J., D. RISLEY, T. MARCH, B. SAVAGE, O. NIEVA u. D.M. JONES (1984):

Blood sampling techniques in reptiles.

Veterinary Record 114, 472-476.

SAMOUR, J.H., C.M. HAWKEY, S. PUGSLEY u. D. BALL (1986):

Clinical and pathological findings related to malnutrition and husbandry in captive giant tortoises (*Geochelone* species).

Veterinary record 118, 299-302.

SCHILDGER, B.J. u. S. HERZBERGER (1993):

Einige blutchemische Parameter von Echsen und Schildkröten.

Reflotron Vet-Info 17, Prämix Wirkstoff GmbH, Mannheim.

SHEELER, P. u. A.A. BARBER (1964):

Comparative hematology of the turtle, rabbit and rat.

Comp. Biochem. Physiol. 11, 139-145.

SHEELER, P. u. A.A. BARBER (1965):

Reticulocytosis and iron incorporation in the rabbit and turtle: a comparative study.

Comp. Biochem. Physiol 16, 63-76.

STENROOS, O.O. u. W. BOWMAN (1968):

Turtle blood. - I. Concentrations of various constituents.

Comp. Biochem. Physiol. 25, 219-222.

STEPHENS, G.A. u. J.S. CREEKMORE (1983):

Blood collection by cardiac puncture in conscious turtles.

Copeia 522-523.

TAYLOR, R.W. u. E.R. JACOBSON (1982):

Hematology and serum chemistry of the gopher tortoise, (*Gopherus polyphemus*).

Comp. Biochem. Physiol. 72A(2), 425-428.

VOS-MAAS, M. u. P. ZWART (1976):

A technique for intravenous injection in the Red-Eared Turtle

(*Pseudemys scripta elegans*).

Laboratory animals 10, 399-401.

WATSON, J. (1998):

Diagnostic procedures: hematology, chemistry.

In: Ackermann, L: The biology, husbandry and health care of reptiles Vol. III.

T.F.H. Publikations, INC., Neptun City, S. 703-713, 826-833.

WIECHERT, J.M. (1992):

Blutchemie bei griechischen Landschildkröten.

Unveröffentlicht.

**IX. Anhang (Einzelanalysenwerte)**

m - männlich

w -

weiblich

**1. Körpergewicht (g)**

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	1036	1345	1427	1418	1348	1475
2w	1042	1292	1274	1279	1243	1313
3w	1804	2245	2200	2205	2190	2270
4m	568	735	770	702	722	721
5m	621	778	806	792	757	802
6m	689	841	839	808	834	857
7w	978	1262	1272	1196	1247	1301
8w	1141	1429	1346	1394	1370	1476
9w	1460	1711	1869	1823	1769	1615
10m	625	739	750	739	707	744
11w	522	711	772	722	714	833
12w	1405	1568	1675	1691	1646	1767
13w	1424	1579	1514	1434	1402	1568
14w	1843	2115	2130	1922	1900	2120
15m	395	503	465	494	481	544
16m	322	409	393	381	389	409
17w	625	797	808	805	786	800
18w	513	685	675	653	624	685
19m	229	273	275	278	273	314
T.graeca						
1w	2050	2090	2170	2145	2045	2090
2m	483	566	622	577	525	600
3m	1986	2630	2525	2495	2440	2805
4w	1390	1578	1519	1576	1316	1550
5m	799	959	989	970	895	971
6w	2060	2280	2345	2140	2070	2210
7w	1114	1293	1343	1288	1114	1338
8w	1137	1318	1336	1269	1237	1424
9w	882	1043	1044	1033	1002	1095
10w	1006	1265	1174	1117	1041	1204
T.marginata						
1w	1889	2060	1957	2135	2080	2010
2m	1339	1625	1723	1625	1590	1610
3w	2555	2835	2785	2925	2890	2840
4m	1526	1912	2060	1815	1714	1743
5m	1140	1388	1483	1389	1309	1319

## 2. Carapaxlänge (mm)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	187	187	187	188	188	188
2w	178	178	179	179	179	180
3w	214	215	217	217	217	219
4m	148	148	148	148	148	148
5m	158	158	159	159	159	159
6m	155	155	156	156	156	156
7w	175	176	177	177	179	182
8w	194	194	194	194	194	194
9w	209	209	210	210	210	210
10m	145	145	145	145	145	145
11w	144	150	152	155	157	161
12w	194	195	197	197	197	198
13w	192	192	192	192	192	192
14w	226	226	227	227	227	227
15m	140	144	144	144	144	146
16m	125	125	125	125	125	125
17w	155	156	160	160	160	161
18w	153	153	154	154	154	154
19m	117	119	119	120	121	124
T.graeca						
1w	212	212	213	213	213	213
2m	133	134	134	134	134	135
3m	244	244	246	246	246	247
4w	199	199	199	199	199	199
5m	161	161	162	162	162	162
6w	221	221	221	221	221	221
7w	182	182	183	183	183	183
8w	180	180	180	180	180	180
9w	163	163	163	163	163	163
10w	171	171	172	172	172	173
T.marginata						
1w	243	243	243	243	243	244
2m	225	226	228	228	229	233
3w	267	267	268	268	268	269
4m	250	250	251	252	252	254
5m	213	214	217	217	217	219



## 3. Jackson-Quotient

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	5,54	7,19	7,63	7,54	7,17	7,85
2w	5,85	7,26	7,12	7,15	6,94	7,29
3w	8,43	10,44	10,14	10,16	10,09	10,37
4m	3,84	4,97	5,20	4,74	4,88	4,87
5m	3,93	4,92	5,07	4,98	4,76	5,04
6m	4,45	5,43	5,38	5,18	5,35	5,49
7w	5,59	7,17	7,19	6,76	6,97	7,15
8w	5,88	7,37	6,94	7,19	7,06	7,61
9w	6,99	8,19	8,90	8,68	8,42	7,69
10m	4,31	5,10	5,17	5,10	4,88	5,13
11w	3,63	4,74	5,08	4,66	4,55	5,17
12w	7,24	8,04	8,50	8,58	8,36	8,92
13w	7,42	8,22	7,89	7,47	7,30	8,17
14w	8,15	9,36	9,38	8,47	8,37	9,34
15m	2,82	3,49	3,23	3,43	3,34	3,73
16m	2,58	3,27	3,14	3,05	3,11	3,27
17w	4,03	5,11	5,05	5,03	4,91	4,97
18w	3,35	4,48	4,38	4,24	4,05	4,45
19m	1,96	2,29	2,31	2,32	2,26	2,53
T.graeca						
1w	9,67	9,86	10,19	10,07	9,60	9,81
2m	3,63	4,22	4,64	4,31	3,92	4,44
3m	8,14	10,78	10,26	10,14	9,92	11,36
4w	6,98	7,93	7,63	7,92	6,61	7,79
5m	4,96	5,96	6,10	5,99	5,52	5,99
6w	9,32	10,32	10,61	9,68	9,37	10,00
7w	6,12	7,10	7,34	7,04	6,09	7,31
8w	6,32	7,32	7,42	7,05	6,87	7,91
9w	5,41	6,40	6,40	6,34	6,15	6,72
10w	5,88	7,40	6,83	6,49	6,05	6,96
T.marginata						
1w	7,77	8,48	8,05	8,79	8,56	8,24
2m	5,95	7,19	7,56	7,13	6,94	6,91
3w	9,57	10,62	10,39	10,91	10,78	10,56
4m	6,10	7,65	8,21	7,20	6,80	6,86
5m	5,35	6,49	6,83	6,40	6,03	6,02

## 1. Hämatokrit (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	24	23	20	22	23	17
2w	23	22	17	18	18	15
3w	19	13	14	26	25	30
4m	43	29	30	30	29	29
5m	27	23	19	22	28	18
6m	36	26	21	26	26	27
7w	27	25	21	22	20	16
8w	19	23	15	18	17	19
9w	29	27	19	26	17	21
10m	33	26	30	39	29	30
11w	20	18	17	16	16	15
12w	24	27	25	19	18	19
13w	26	28	26	26	32	22
14w	20	15	15	22	18	18
15m	18	16	24	23	21	23
16m	22	29	26	28	26	24
17w	17	17	17	20	16	16
18w	16	22	17	17	21	16
19m	21	19	20	16	18	17
T.graeca						
1w	16	18	18	17	14	13
2m	28	20	25	14	20	16
3m	19	18	22	28	22	18
4w	22	20	19	27	21	17
5m	34	24	23	24	21	21
6w	24	19	26	17	22	22
7w	31	19	21	15	14	16
8w	28	21	26	22	22	26
9w	24	23	23	16	16	20
10w	22	14	21	13	10	13
T.marginata						
1w	19	15	26	25	20	18
2m	18	17	12	13	12	18
3w	21	24	19	22	26	12
4m	22	21	15	15	27	16
5m	30	26	21	18	20	31

## 2. Hämoglobin (g/dl)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	6,2	5,4	5,5	6,3	4,8	4,9
2w	6,1	5,5	4,7	5,1	5,0	5,1
3w	4,8	3,9	4,2	7,9	4,6	8,1
4m	11,4	7,8	8,4	8,4	8,0	9,4
5m	6,8	6,1	4,9	6,4	7,8	4,9
6m	9,0	6,9	5,5	7,1	7,4	12,0
7w	6,8	7,1	6,6	6,8	6,0	6,1
8w	4,6	6,2	3,9	8,0	4,7	5,0
9w	7,7	7,7	5,0	7,0	5,3	6,2
10m	8,0	7,0	7,7	10,3	7,9	10,0
11w	5,7	5,0	4,5	6,0	4,5	4,7
12w	6,3	7,1	6,9	5,2	4,9	4,9
13w	6,8	7,9	7,2	8,0	8,9	6,2
14w	5,6	4,2	4,2	6,5	5,3	5,4
15m	7,4	7,7	7,2	6,7	6,5	7,0
16m	6,6	8,7	7,5	8,3	5,8	7,3
17w	4,7	5,0	4,9	6,4	3,6	4,9
18w	5,0	7,3	5,1	5,1	4,2	6,3
19m	6,0	5,2	5,7	4,5	6,0	5,0
T.graeca						
1w	5,2	5,2	5,5	4,9	3,8	3,4
2m	6,5	5,4	8,8	3,7	3,8	4,3
3m	5,3	5,3	6,2	8,8	6,5	5,1
4w	6,2	6,0	5,3	7,8	6,2	4,6
5m	9,3	6,6	6,0	7,0	6,3	5,5
6w	6,0	6,0	7,7	4,7	6,1	6,6
7w	7,1	5,6	5,5	3,5	3,9	4,2
8w	7,2	5,8	6,7	6,3	6,5	7,2
9w	5,3	6,0	6,3	4,4	4,1	5,5
10w	5,2	4,3	6,0	3,7	2,6	3,1
T.marginata						
1w	4,9	4,4	6,0	6,9	5,5	5,0
2m	3,8	4,8	3,1	3,4	3,3	4,6
3w	4,8	7,1	5,5	6,0	7,5	3,5
4m	5,4	5,9	4,7	4,5	8,4	4,3
5m	9,4	6,8	5,8	4,9	5,5	9,1

3. Erythrozytenzahl ( $\times 10^5/\mu\text{l}$ )

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	5,025	5,325	6,150	4,250	6,800	3,950
2w	4,525	5,250	3,750	4,650	4,550	3,500
3w	3,975	3,100	2,950	6,050	5,750	5,975
4m	8,550	5,500	5,850	6,750	5,800	7,600
5m	6,600	5,450	4,500	4,800	5,850	3,475
6m	7,100	5,400	3,550	5,550	5,125	5,400
7w	4,700	4,825	4,350	3,950	5,850	3,150
8w	3,350	5,500	3,800	4,300	3,775	3,600
9w	5,400	5,600	3,750	5,675	4,650	4,375
10m	6,600	4,850	5,500	9,000	5,725	5,850
11w	4,350	3,400	3,900	3,825	4,500	3,775
12w	5,300	6,650	7,150	5,850	4,100	4,750
13w	5,000	6,200	6,050	5,700	7,250	4,425
14w	4,200	3,250	3,200	4,750	4,250	4,350
15m	6,900	5,900	6,800	6,400	5,200	6,000
16m	4,700	7,050	4,750	6,875	6,500	6,025
17w	3,250	4,400	5,900	4,700	4,450	3,600
18w	2,825	4,700	5,750	4,400	4,250	3,450
19m	4,350	3,650	5,550	4,300	4,300	4,450
T.graeca						
1w	3,275	3,500	5,000	4,350	3,275	3,650
2m	6,150	3,300	6,500	2,450	5,275	3,900
3m	4,650	4,550	6,300	8,200	5,350	5,150
4w	5,275	4,450	4,500	8,500	5,125	4,300
5m	8,850	6,150	4,950	6,350	4,525	7,350
6w	4,725	5,650	5,150	3,950	3,750	8,250
7w	6,125	4,400	5,050	3,225	3,450	3,850
8w	6,300	4,400	5,450	7,250	6,250	5,750
9w	5,300	5,450	4,850	2,200	3,675	4,800
10w	5,475	4,400	5,900	3,300	2,700	4,400
T.marginata						
1w	3,450	3,650	5,850	6,225	5,350	3,800
2m	3,625	3,800	3,300	2,975	2,850	5,250
3w	4,750	7,150	4,900	4,500	5,250	3,750
4m	5,375	6,700	4,600	8,650	8,600	4,250
5m	7,450	5,300	4,450	4,275	4,700	8,850

## 4. Mean corpuscular hemoglobin concentration (g/dl)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	25,833	23,478	27,500	28,636	20,870	28,824
2w	26,522	25,000	27,647	28,333	27,778	34,000
3w	25,263	30,000	30,000	30,385	18,400	27,000
4m	26,512	26,897	28,000	28,000	27,586	32,414
5m	25,185	26,522	25,789	29,091	27,857	27,222
6m	25,000	26,538	26,190	27,308	28,462	44,444
7w	25,185	28,400	31,429	30,909	30,000	38,125
8w	24,211	26,957	26,000	44,444	27,647	26,316
9w	26,552	28,519	26,316	26,923	31,176	29,524
10m	24,242	26,923	25,667	26,410	27,241	33,333
11w	28,500	27,778	26,471	37,500	28,125	31,333
12w	26,250	26,296	27,600	27,368	27,222	25,789
13w	26,154	28,214	27,692	30,769	27,813	28,182
14w	28,000	28,000	28,000	29,545	29,444	30,000
15m	41,111	48,125	30,000	29,130	30,952	30,435
16m	30,000	30,000	28,846	29,643	22,308	30,417
17w	27,647	29,412	28,824	32,000	22,500	30,625
18w	31,250	33,182	30,000	30,000	20,000	39,375
19m	28,571	27,368	28,500	28,125	33,333	29,412
T.graeca						
1w	32,500	28,889	30,556	28,824	27,143	26,154
2m	23,214	27,000	35,200	26,429	19,000	26,875
3m	27,895	29,444	28,182	31,429	29,545	28,333
4w	28,182	30,000	27,895	28,889	29,524	27,059
5m	27,353	27,500	26,087	29,167	30,000	26,190
6w	25,000	31,579	29,615	27,647	27,727	30,000
7w	22,903	29,474	26,190	23,333	27,857	26,250
8w	25,714	27,619	25,769	28,636	29,545	27,692
9w	22,083	26,087	27,391	27,500	25,625	27,500
10w	23,636	30,714	28,571	28,462	26,000	23,846
T.marginata						
1w	25,789	29,333	23,077	27,600	27,500	27,778
2m	21,111	28,235	25,833	26,154	27,500	25,556
3w	22,857	29,583	28,947	27,273	28,846	29,167
4m	24,545	28,095	31,333	30,000	31,111	26,875
5m	31,333	26,154	27,619	27,222	27,500	29,355

## 5. Mean corpuscular hemoglobin (pg)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	123,383	101,408	89,431	148,235	70,588	124,051
2w	134,807	104,762	125,333	109,677	109,890	145,714
3w	120,755	125,806	142,373	130,579	80,000	135,565
4m	133,333	141,818	143,590	124,444	137,931	123,684
5m	103,030	111,927	108,889	133,333	133,333	141,007
6m	126,761	127,778	154,930	127,928	144,390	222,222
7w	144,681	147,150	151,724	172,152	102,564	193,651
8w	137,313	112,727	102,632	186,047	124,503	138,889
9w	142,593	137,500	133,333	123,348	113,978	141,714
10m	121,212	144,330	140,000	114,444	137,991	170,940
11w	131,034	147,059	115,385	156,863	100,000	124,503
12w	118,868	106,767	96,503	88,889	119,512	103,158
13w	136,000	127,419	119,008	140,351	122,759	140,113
14w	133,333	129,231	131,250	136,842	124,706	124,138
15m	107,246	130,508	105,882	104,688	125,000	116,667
16m	140,426	123,404	157,895	120,727	89,231	121,162
17w	144,615	113,636	83,051	136,170	80,899	136,111
18w	176,991	155,319	88,696	115,909	98,824	182,609
19m	137,931	142,466	102,703	104,651	139,535	112,360
T.graeca						
1w	158,779	148,571	110,000	112,644	116,031	93,151
2m	105,691	163,636	135,385	151,020	72,038	110,256
3m	113,978	116,484	98,413	107,317	121,495	99,029
4w	117,536	134,831	117,778	91,765	120,976	106,977
5m	105,085	107,317	121,212	110,236	139,227	74,830
6w	126,984	106,195	149,515	118,987	162,667	80,000
7w	115,918	127,273	108,911	108,527	113,043	109,091
8w	114,286	131,818	122,936	86,897	104,000	125,217
9w	100,000	110,092	129,897	200,000	111,565	114,583
10w	94,977	97,727	101,695	112,121	96,296	70,455
T.marginata						
1w	142,029	120,548	102,564	110,843	102,804	131,579
2m	104,828	126,316	93,939	114,286	115,789	87,619
3w	101,053	99,301	112,245	133,333	142,857	93,333
4m	100,465	88,060	102,174	52,023	97,674	101,176
5m	126,174	128,302	130,337	114,620	117,021	102,825

## 6. Mean corpuscular volume (fl)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	477,612	431,925	325,203	517,647	338,235	430,380
2w	508,287	419,048	453,333	387,097	395,604	428,571
3w	477,987	419,355	474,576	429,752	434,783	502,092
4m	502,924	527,273	512,821	444,444	500,000	381,579
5m	409,091	422,018	422,222	458,333	478,632	517,986
6m	507,042	481,481	591,549	468,468	507,317	500,000
7w	574,468	518,135	482,759	556,962	341,880	507,937
8w	567,164	418,182	394,737	418,605	450,331	527,778
9w	537,037	482,143	506,667	458,150	365,591	480,000
10m	500,000	536,082	545,455	433,333	506,550	512,821
11w	459,770	529,412	435,897	418,301	355,556	397,351
12w	452,830	406,015	349,650	324,786	439,024	400,000
13w	520,000	451,613	429,752	456,140	441,379	497,175
14w	476,190	461,538	468,750	463,158	423,529	413,793
15m	260,870	271,186	352,941	359,375	403,846	383,333
16m	468,085	411,348	547,368	407,273	400,000	398,340
17w	523,077	386,364	288,136	425,532	359,551	444,444
18w	566,372	468,085	295,652	386,364	494,118	463,768
19m	482,759	520,548	360,360	372,093	418,605	382,022
T.graeca						
1w	488,550	514,286	360,000	390,805	427,481	356,164
2m	455,285	606,061	384,615	571,429	379,147	410,256
3m	408,602	395,604	349,206	341,463	411,215	349,515
4w	417,062	449,438	422,222	317,647	409,756	395,349
5m	384,181	390,244	464,646	377,953	464,088	285,714
6w	507,937	336,283	504,854	430,380	586,667	266,667
7w	506,122	431,818	415,842	465,116	405,797	415,584
8w	444,444	477,273	477,064	303,448	352,000	452,174
9w	452,830	422,018	474,227	727,273	435,374	416,667
10w	401,826	318,182	355,932	393,939	370,370	295,455
T.marginata						
1w	550,725	410,959	444,444	401,606	373,832	473,684
2m	496,552	447,368	363,636	436,975	421,053	342,857
3w	442,105	335,664	387,755	488,889	495,238	320,000
4m	409,302	313,433	326,087	173,410	313,953	376,471
5m	402,685	490,566	471,910	421,053	425,532	350,282

7. Leukozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	3,125	12,875	7,250	5,375	5,000	6,750
2w	1,750	11,250	4,250	4,750	2,125	7,750
3w	1,375	5,125	3,250	4,500	4,250	7,250
4m	4,250	17,000	7,500	11,500	5,250	5,250
5m	5,375	5,750	17,750	9,375	3,250	6,875
6m	3,500	12,500	12,250	5,000	1,750	4,000
7w	2,250	7,375	3,000	6,750	4,750	4,750
8w	2,750	10,000	6,500	4,250	2,125	3,500
9w	4,000	7,875	7,750	2,000	2,250	3,375
10m	7,500	13,250	5,500	4,250	3,125	7,250
11w	4,250	10,250	11,000	2,500	1,250	4,750
12w	1,500	8,000	3,250	4,500	1,125	3,500
13w	6,500	4,500	6,750	4,000	2,000	4,125
14w	4,750	5,000	7,500	5,500	1,250	6,000
15m	1,500	8,750	5,500	4,000	2,750	7,750
16m	4,000	10,250	11,000	7,125	4,000	7,625
17w	6,250	11,250	11,500	9,500	4,500	10,750
18w	6,500	12,250	7,750	7,250	2,000	5,250
19m	2,750	4,750	8,250	8,250	2,375	5,500
T.graeca						
1w	6,125	6,750	8,250	3,750	6,500	4,500
2m	2,375	9,250	11,750	2,500	9,125	7,750
3m	7,625	12,250	18,500	8,000	8,500	2,250
4w	6,875	9,250	9,750	7,250	7,875	5,500
5m	18,000	17,000	12,500	9,750	3,125	6,250
6w	8,000	11,500	10,000	6,000	6,250	5,250
7w	7,375	9,000	7,750	9,125	2,375	2,000
8w	7,000	8,750	10,750	6,500	4,250	8,000
9w	7,125	17,750	15,750	14,250	5,500	5,250
10w	7,125	13,250	11,250	8,750	4,000	6,250
T.marginata						
1w	3,125	5,500	7,750	8,000	5,750	8,250
2m	5,000	6,750	6,500	4,750	3,500	4,000
3w	2,500	4,250	4,750	2,875	4,000	4,000
4m	3,750	8,750	12,000	4,500	8,000	3,750
5m	3,500	11,250	10,000	7,875	5,500	9,000



8. Thrombozytenzahl ( $\times 10^3/\mu\text{l}$ )

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermannii						
1w	3,750	3,125	3,750	6,875	3,500	2,375
2w	2,550	1,250	0,750	3,000	3,375	7,750
3w	1,750	0,500	1,000	1,375	8,000	1,750
4m	6,500	2,750	6,250	7,250	7,500	3,000
5m	8,250	0,875	13,250	2,750	2,500	1,625
6m	4,750	1,250	10,000	2,750	2,625	1,250
7w	6,750	0,250	2,500	3,250	1,750	1,125
8w	1,750	0,250	2,250	3,750	1,875	0,500
9w	4,500	3,250	3,000	2,000	1,125	1,000
10m	5,750	4,500	4,250	2,500	8,375	3,000
11w	4,750	8,500	4,500	4,000	4,250	3,750
12w	1,500	1,750	1,750	1,000	1,125	0,750
13w	3,750	13,500	2,750	2,000	2,250	2,500
14w	4,000	5,000	7,750	4,250	4,000	2,750
15m	2,250	9,510	2,750	1,750	1,500	1,500
16m	4,000	4,750	5,250	4,750	8,750	6,250
17w	5,250	5,500	5,000	6,000	6,375	6,750
18w	7,500	3,000	4,500	1,750	5,250	1,250
19m	4,250	2,250	2,000	7,000	2,625	4,250
T.graeca						
1w	4,750	2,250	1,750	2,500	5,625	8,000
2m	2,625	15,250	8,250	1,750	10,125	8,250
3m	8,250	4,750	5,500	4,500	4,250	7,500
4w	2,625	7,500	3,125	6,250	3,000	3,000
5m	13,500	5,000	2,500	5,500	2,625	5,500
6w	4,875	3,750	13,250	4,000	3,500	5,250
7w	5,750	3,250	3,000	5,625	2,750	3,250
8w	8,125	7,000	6,000	4,500	3,250	9,000
9w	8,250	12,500	15,000	16,250	4,625	6,500
10w	6,625	10,000	5,500	7,500	3,750	7,500
T.marginata						
1w	3,500	2,250	4,500	6,250	4,750	2,250
2m	4,125	4,000	2,750	12,375	3,500	7,250
3w	3,750	2,250	2,250	3,000	4,250	1,750
4m	3,375	4,500	5,750	7,250	5,500	9,250
5m	2,750	3,500	5,750	4,750	11,500	14,000

## 9. Heterophile (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	18	13	30	30	23	37
2w	17	14	22	33	16	15
3w	37	13	17	26	12	24
4m	36	13	13	26	12	12
5m	20	19	8	19	15	18
6m	21	11	15	16	18	5
7w	21	16	19	23	18	11
8w	19	22	36	17	26	37
9w	18	15	16	19	12	13
10m	63	29	26	32	39	24
11w	48	14	29	19	18	16
12w	44	19	20	36	19	25
13w	83	9	30	28	32	17
14w	66	17	13	25	34	15
15m	41	14	16	29	7	15
16m	51	10	17	18	17	15
17w	38	7	33	27	23	33
18w	65	19	26	36	35	20
19m	33	25	16	41	29	31
T.graeca						
1w	11	13	9	26	25	42
2m	12	37	27	37	28	25
3m	24	13	4	29	16	15
4w	7	5	22	16	36	12
5m	67	11	12	14	13	15
6w	55	7	9	17	7	20
7w	45	9	13	24	27	23
8w	70	10	7	23	29	17
9w	48	6	18	43	28	25
10w	66	13	15	23	22	17
T.marginata						
1w	24	16	29	32	27	35
2m	41	18	32	42	26	17
3w	27	30	32	41	38	49
4m	44	23	34	43	35	38
5m	37	15	18	28	23	25

## 10.Eosinophile (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	1	1	22	9	5	7
2w	2	13	22	22	18	16
3w	2	11	22	38	31	15
4m	0	17	25	18	27	21
5m	1	16	47	28	23	25
6m	5	18	36	30	22	28
7w	2	4	15	26	12	10
8w	1	18	29	35	16	12
9w	1	5	9	16	6	7
10m	0	7	1	10	4	2
11w	4	2	11	2	3	21
12w	0	10	40	19	10	30
13w	0	9	10	2	0	0
14w	0	0	12	7	2	3
15m	11	38	27	15	6	23
16m	7	4	21	19	15	11
17w	7	9	22	20	10	27
18w	2	6	10	7	13	10
19m	7	6	20	14	10	15
T.graeca						
1w	12	8	7	7	13	12
2m	1	1	6	10	3	4
3m	16	3	10	12	31	17
4w	12	5	0	7	13	9
5m	1	1	5	13	3	5
6w	2	2	1	5	4	5
7w	9	6	9	26	12	9
8w	2	4	1	9	5	3
9w	1	2	3	0	2	1
10w	10	3	15	26	24	4
T.marginata						
1w	6	8	27	12	12	9
2m	5	8	15	20	10	8
3w	9	17	27	11	14	3
4m	4	14	27	13	9	16
5m	7	13	17	8	9	8

## 11. Basophile (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	3	0	0	2	2	2
2w	2	1	3	4	3	1
3w	1	0	0	1	4	3
4m	0	1	1	1	0	1
5m	2	5	3	2	3	2
6m	2	1	1	4	2	0
7w	2	3	2	1	3	1
8w	4	0	2	3	6	8
9w	0	7	2	7	2	0
10m	2	4	3	12	6	6
11w	2	3	1	4	1	0
12w	0	1	2	2	2	1
13w	0	3	1	3	3	2
14w	1	3	1	2	2	2
15m	6	0	2	3	4	5
16m	0	2	2	6	8	3
17w	0	0	4	1	2	2
18w	0	0	2	3	0	3
19m	1	0	1	1	2	0
T.graeca						
1w	1	0	0	2	2	1
2m	3	0	4	3	4	4
3m	2	0	2	10	9	1
4w	0	0	1	1	1	5
5m	1	1	1	4	0	3
6w	1	2	0	3	8	5
7w	1	1	0	2	3	3
8w	1	0	0	2	2	1
9w	2	1	2	6	3	2
10w	1	2	3	2	2	1
T.marginata						
1w	1	0	0	3	1	7
2m	4	1	3	11	16	12
3w	6	3	5	7	6	1
4m	3	3	6	2	3	7
5m	4	2	10	9	5	8

## 12. Lymphozyten (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	76	83	47	59	68	54
2w	77	71	53	40	71	68
3w	58	75	61	35	53	57
4m	61	65	60	54	61	66
5m	72	58	42	50	59	54
6m	64	69	46	50	58	67
7w	74	75	62	49	65	77
8w	74	60	33	45	50	42
9w	79	69	73	56	80	79
10m	31	58	69	33	50	68
11w	45	80	56	72	78	63
12w	54	68	36	42	69	45
13w	17	77	57	66	63	79
14w	30	78	73	63	61	80
15m	39	48	55	52	81	57
16m	42	80	60	56	57	70
17w	54	83	42	49	65	37
18w	33	72	62	53	51	67
19m	54	68	61	44	59	54
T.graeca						
1w	74	79	83	64	59	45
2m	82	61	56	50	64	66
3m	58	83	83	47	41	67
4w	74	83	76	75	48	70
5m	29	80	79	67	80	76
6w	36	89	89	73	79	70
7w	44	82	76	48	54	65
8w	27	83	91	65	61	76
9w	48	89	75	51	64	71
10w	23	81	65	47	51	76
T.marginata						
1w	68	73	44	53	58	47
2m	45	71	50	27	46	62
3w	56	49	36	41	42	47
4m	47	58	33	41	53	38
5m	50	68	55	54	61	56

## 13. Monozyten (%)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermannii						
1w	2	3	1	0	2	0
2w	2	1	0	1	2	0
3w	2	1	0	0	0	1
4m	3	4	1	1	0	0
5m	5	4	0	1	0	1
6m	8	1	2	0	0	0
7w	1	2	2	1	2	1
8w	2	0	0	0	2	1
9w	2	4	0	2	0	1
10m	4	1	1	2	1	0
11w	1	1	3	3	0	0
12w	2	2	2	1	0	0
13w	0	2	2	1	2	2
14w	3	2	1	3	1	0
15m	3	0	0	1	2	0
16m	0	4	0	1	3	1
17w	1	1	0	3	0	1
18w	0	3	0	1	1	0
19m	5	1	2	0	0	0
T.graeca						
1w	2	0	1	1	1	0
2m	2	1	7	0	1	1
3m	0	1	1	2	3	0
4w	7	7	1	1	2	4
5m	2	7	3	2	4	1
6w	6	1	1	2	2	0
7w	1	2	2	0	4	0
8w	0	3	1	1	3	3
9w	1	2	2	0	3	1
10w	0	1	2	2	1	2
T.marginata						
1w	1	3	0	0	1	2
2m	5	2	0	0	2	1
3w	2	1	1	0	0	0
4m	2	2	0	1	0	1
5m	2	2	0	1	2	3

## 1. Kalium (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	2,69	4,26	3,77	3,50	4,21	3,47
2w	2,58	3,50	3,22	3,17	3,63	3,00
3w	2,44	3,01	3,20	4,42	4,56	3,09
4m	3,20	3,91	4,38	4,60	3,53	3,39
5m	3,63	4,89	3,41	4,61	5,81	3,70
6m	2,92	4,71	3,83	4,18	3,39	4,05
7w	2,97	4,87	4,18	4,98	5,04	3,96
8w	3,14	4,77	3,75	4,32	3,31	4,09
9w	3,84	4,16	3,96	5,29	3,71	3,25
10m	2,90	3,93	4,68	4,26	3,71	4,11
11w	2,31	3,33	3,97	3,39	4,51	3,58
12w	3,70	4,29	4,50	4,55	4,32	4,43
13w	2,96	3,93	4,74	5,57	6,98	3,28
14w	2,51	3,29	3,67	4,78	3,66	4,81
15m	4,99	3,83	3,41	3,20	3,02	3,61
16m	2,57	5,30	3,99	5,28	4,08	4,35
17w	2,53	4,31	4,22	4,57	3,91	3,64
18w	2,93	3,79	4,57	4,85	5,05	3,79
19m	2,28	3,66	3,54	4,07	4,07	3,60
T.graeca						
1w	3,65	3,68	3,81	4,06	3,08	3,41
2m	4,41	4,55	4,30	4,47	5,14	4,43
3m	4,42	3,12	3,44	4,93	4,04	3,49
4w	3,06	4,04	3,43	5,16	3,59	5,18
5m	2,52	4,40	3,73	4,16	3,34	4,31
6w	2,77	3,35	4,32	4,52	3,90	4,22
7w	2,59	3,63	3,68	6,19	2,58	3,82
8w	2,60	5,11	5,48	4,24	2,89	4,93
9w	2,22	4,59	4,78	5,63	3,89	5,34
10w	2,44	3,61	5,50	4,31	2,65	3,42
T.marginata						
1w	2,74	4,00	5,05	4,96	5,64	3,88
2m	4,52	3,90	3,55	4,01	3,51	3,38
3w	3,28	4,85	4,10	5,00	6,53	3,52
4m	2,62	3,47	3,08	3,27	5,57	3,69
5m	2,58	4,19	4,22	3,95	3,93	4,26

## 2. Natrium (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	161,2	129,3	132,5	135,6	138,3	123,4
2w	159,7	130,3	133,2	136,5	141,1	125,7
3w	140,3	132,6	135,5	139,9	128,9	129,3
4m	153,0	126,6	131,3	131,3	127,8	122,1
5m	152,0	134,7	136,0	136,9	140,2	125,2
6m	125,4	129,0	130,5	126,8	126,7	125,6
7w	134,0	129,0	135,1	143,9	138,8	124,2
8w	144,9	122,5	132,4	137,7	134,7	121,7
9w	142,3	128,0	134,7	140,1	136,8	133,5
10m	134,6	124,0	134,1	134,8	132,0	123,8
11w	133,2	120,1	134,2	136,7	137,1	123,1
12w	155,8	128,4	136,4	138,5	134,0	121,2
13w	134,8	131,3	139,8	130,2	132,6	122,2
14w	136,6	129,6	138,5	115,5	129,8	124,2
15m	131,9	126,7	134,5	135,8	135,7	123,6
16m	132,2	128,3	134,1	143,0	134,9	122,7
17w	131,2	126,5	131,8	147,4	140,7	119,0
18w	132,6	120,4	131,6	140,0	132,2	123,3
19m	123,2	127,9	136,3	141,2	136,3	127,9
T.graeca						
1w	122,6	132,0	137,8	139,1	139,7	134,6
2m	138,6	129,8	135,2	136,5	137,6	125,2
3m	145,2	128,4	138,1	141,9	138,4	126,4
4w	148,9	132,3	140,1	151,0	147,6	135,3
5m	134,3	132,6	138,4	146,9	141,5	128,2
6w	127,9	116,9	133,0	140,3	128,2	124,3
7w	128,7	133,6	138,7	144,0	135,1	133,1
8w	135,6	132,1	137,5	141,9	132,4	134,1
9w	139,6	131,4	131,4	143,2	135,9	129,7
10w	135,7	128,9	136,2	146,8	134,6	126,7
T.marginata						
1w	130,4	125,2	131,7	134,8	138,0	122,4
2m	131,1	127,1	136,7	141,2	131,7	122,7
3w	125,1	115,3	131,9	137,1	135,5	122,4
4m	136,6	124,7	136,6	143,0	144,1	124,2
5m	132,5	124,9	134,2	135,9	136,8	120,1



## 3. Chlorid (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	141,3	104,7	109,0	109,9	113,5	102,7
2w	125,9	106,5	106,1	108,2	116,4	104,7
3w	126,3	112,7	113,4	111,2	108,6	112,0
4m	136,6	104,3	104,0	107,7	110,7	102,9
5m	134,4	105,2	111,2	110,4	115,0	110,1
6m	97,2	106,5	103,6	99,0	102,2	98,5
7w	117,1	110,4	109,7	115,4	114,7	105,3
8w	122,2	99,0	107,8	108,3	109,9	102,5
9w	116,7	106,7	107,9	111,2	115,7	109,1
10m	115,1	103,9	105,7	107,5	110,0	104,8
11w	113,6	100,7	105,6	109,1	114,2	102,2
12w	125,7	104,8	112,1	110,0	110,2	98,5
13w	112,2	103,2	111,3	103,6	109,9	99,3
14w	116,3	109,7	114,1	107,9	109,9	101,9
15m	115,3	107,9	110,0	107,7	114,9	105,9
16m	117,7	100,3	109,4	106,4	112,5	103,6
17w	104,0	103,2	107,3	114,6	117,5	103,4
18w	112,8	101,6	107,9	109,5	108,2	102,1
19m	112,6	103,7	112,7	112,4	116,6	106,1
T.graeca						
1w	108,4	106,4	110,6	111,3	114,9	116,0
2m	120,5	107,9	111,4	109,8	113,1	102,7
3m	120,8	106,7	110,0	105,4	113,9	107,1
4w	117,4	111,5	113,7	112,6	117,3	116,9
5m	119,7	112,5	112,1	113,2	114,7	104,2
6w	111,4	100,2	108,7	107,7	106,4	100,5
7w	107,2	111,4	114,9	110,1	108,9	109,0
8w	119,0	108,8	110,9	105,2	109,1	102,3
9w	117,1	107,2	105,7	112,1	110,9	101,5
10w	115,9	106,9	110,9	115,2	113,8	110,3
T.marginata						
1w	108,8	108,6	101,8	102,4	107,7	105,8
2m	110,0	105,3	111,7	111,5	108,7	106,1
3w	107,9	100,8	109,4	106,9	108,6	109,4
4m	120,8	104,3	109,8	112,9	114,1	110,4
5m	118,0	103,3	108,0	109,2	111,5	100,5

## 4. Kalzium (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	3,00	3,26	3,06	2,98	3,12	4,39
2w	3,05	4,06	3,94	2,97	2,98	4,13
3w	2,69	3,30	3,70	4,03	3,34	2,38
4m	3,36	2,77	2,96	2,98	2,97	2,69
5m	3,12	3,02	3,16	3,19	3,64	3,02
6m	3,53	2,90	3,27	3,00	3,13	2,99
7w	3,80	4,94	3,93	4,87	4,31	4,12
8w	3,73	5,01	4,67	4,49	3,53	3,39
9w	3,41	4,31	3,40	4,71	3,06	5,49
10m	3,63	3,31	3,55	3,02	2,98	3,21
11w	2,62	3,16	3,44	3,16	3,35	3,16
12w	3,09	3,37	3,35	3,80	5,64	3,58
13w	2,76	3,06	3,30	2,97	3,71	1,16
14w	3,21	2,83	4,24	3,76	3,25	3,00
15m	1,91	2,87	2,83	2,72	2,78	2,80
16m	2,96	2,88	3,12	3,19	3,17	2,90
17w	3,74	3,50	3,06	3,36	3,16	2,45
18w	5,56	3,64	5,54	3,95	3,75	6,00
19m	2,36	2,55	3,02	3,35	3,36	2,70
T.graeca						
1w	2,60	3,78	3,67	2,87	2,85	1,99
2m	3,36	2,39	3,48	3,65	3,26	2,15
3m	3,00	2,63	3,24	3,72	3,32	2,63
4w	3,02	4,38	2,98	4,43	4,49	4,12
5m	2,88	2,68	3,42	3,21	3,37	3,19
6w	2,61	2,98	5,78	3,41	3,23	3,87
7w	2,88	2,86	4,13	4,72	3,36	3,28
8w	3,07	2,92	3,96	3,86	3,71	4,06
9w	3,26	2,98	3,88	3,72	3,56	3,49
10w	3,15	2,77	3,43	2,92	2,98	2,90
T.marginata						
1w	2,10	2,02	4,02	6,00	4,84	2,87
2m	2,40	2,68	2,76	2,80	2,60	2,82
3w	2,68	2,71	3,17	4,73	4,14	2,37
4m	2,40	2,59	2,77	2,76	3,84	2,52
5m	2,20	3,15	3,14	2,91	2,88	3,54

## 5. Phosphor (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermannii						
1w	1,19	0,68	0,84	0,86	0,80	1,53
2w	0,27	1,19	1,94	1,50	0,99	2,78
3w	0,62	1,39	0,79	1,55	1,14	0,68
4m	0,12	0,39	0,95	0,85	0,75	0,84
5m	0,43	0,93	0,95	1,03	1,26	0,98
6m	0,85	0,82	1,54	1,34	1,17	1,36
7w	0,71	1,49	1,18	1,45	1,30	1,55
8w	0,99	2,24	1,54	1,27	0,81	0,87
9w	0,65	2,49	0,88	1,53	0,74	2,05
10m	0,50	0,45	0,87	0,76	0,73	0,81
11w	0,71	1,25	1,61	1,09	0,87	1,37
12w	0,70	0,91	0,98	1,13	1,50	2,78
13w	0,40	0,86	0,96	1,01	1,03	1,34
14w	0,80	0,55	1,32	0,77	0,71	1,04
15m	0,59	0,46	1,17	1,11	0,88	1,40
16m	0,50	1,09	0,86	0,83	0,54	1,00
17w	0,80	1,32	1,33	1,42	0,75	1,58
18w	1,77	1,26	1,97	1,35	1,28	1,89
19m	0,42	0,60	1,21	0,76	0,59	1,30
T.graeca						
1w	0,80	0,84	1,00	0,99	0,79	2,95
2m	0,37	0,08	1,07	0,80	0,91	1,93
3m	0,18	0,51	1,03	1,16	0,80	0,91
4w	0,65	1,57	0,93	2,23	1,67	1,80
5m	0,49	0,63	0,70	0,92	0,85	1,58
6w	0,30	0,46	1,53	1,12	0,99	1,93
7w	0,27	0,35	1,01	1,57	1,04	1,03
8w	0,55	0,68	1,01	1,24	0,93	1,59
9w	0,35	0,77	0,96	1,09	1,05	1,70
10w	0,52	0,53	0,99	0,85	0,58	0,80
T.marginata						
1w	0,38	0,94	2,06	1,98	1,52	0,87
2m	0,34	0,59	0,63	0,73	0,80	1,30
3w	0,37	0,88	1,90	1,22	0,93	0,47
4m	0,74	0,92	1,11	1,05	1,21	0,92
5m	0,45	0,63	1,15	0,95	0,99	1,40

## 6. Kalzium – Phosphor- Verhältnis

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	2,52	4,79	3,64	3,47	3,90	2,87
2w	11,30	3,41	2,03	1,98	3,01	1,49
3w	4,34	2,37	4,68	2,60	2,93	3,50
4m	28,00	7,10	3,12	3,51	3,96	3,20
5m	7,26	3,25	3,33	3,10	2,89	3,08
6m	4,15	3,54	2,12	2,24	2,68	2,20
7w	5,35	3,32	3,33	3,36	3,32	2,66
8w	3,77	2,24	3,03	3,54	4,36	3,90
9w	5,25	1,73	3,86	3,08	4,14	2,68
10m	7,26	7,36	4,08	3,97	4,08	3,96
11w	3,69	2,53	2,14	2,90	3,85	2,31
12w	4,41	3,70	3,42	3,36	3,76	1,29
13w	6,90	3,56	3,44	2,94	3,60	0,87
14w	4,01	5,15	3,21	4,88	4,58	2,88
15m	3,24	6,24	2,42	2,45	3,16	2,00
16m	5,92	2,64	3,63	3,84	5,87	2,90
17w	4,68	2,65	2,30	2,37	4,21	1,55
18w	3,14	2,89	2,81	2,93	2,93	3,17
19m	5,62	4,25	2,50	4,41	5,69	2,08
T.graeca						
1w	3,25	4,50	3,67	2,90	3,61	0,67
2m	9,08	29,88	3,25	4,56	3,58	1,11
3m	16,67	5,16	3,15	3,21	4,15	2,89
4w	4,65	2,79	3,20	1,99	2,69	2,29
5m	5,88	4,25	4,89	3,49	3,96	2,02
6w	8,70	6,48	3,78	3,04	3,26	2,01
7w	10,67	8,17	4,09	3,01	3,23	3,18
8w	5,58	4,29	3,92	3,11	3,99	2,55
9w	9,31	3,87	4,04	3,41	3,39	2,05
10w	6,06	5,23	3,46	3,44	5,14	3,63
T.marginata						
1w	5,53	2,15	1,95	3,03	3,18	3,30
2m	7,06	4,54	4,38	3,84	3,25	2,17
3w	7,24	3,08	1,67	3,88	4,45	5,04
4m	3,24	2,82	2,50	2,63	3,17	2,74
5m	4,89	5,00	2,73	3,06	2,91	2,53

## 7. Harnstoff (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	45,59	0,66	0,60	1,70	1,74	0,80
2w	9,57	1,81	0,69	3,27	2,43	0,81
3w	18,79	0,73	2,01	1,24	0,94	0,78
4m	41,55	0,71	0,65	2,33	1,18	0,84
5m	20,75	4,70	0,73	4,11	6,20	2,16
6m	18,41	1,27	0,88	6,00	5,01	0,91
7w	3,23	0,61	0,65	3,04	1,15	2,18
8w	13,63	0,84	0,79	1,34	1,47	0,86
9w	28,80	4,72	2,79	1,20	1,95	0,82
10m	21,71	0,58	0,98	1,57	4,21	2,29
11w	6,97	0,62	1,01	6,34	5,01	0,79
12w	7,62	0,90	0,97	1,06	1,68	0,86
13w	6,37	0,60	0,96	2,66	2,71	0,73
14w	9,78	1,68	1,06	11,05	2,96	1,33
15m	6,18	0,62	0,95	4,03	17,09	0,76
16m	9,86	1,85	1,00	1,09	2,50	2,28
17w	5,48	0,64	0,99	0,87	1,03	2,26
18w	7,80	0,84	0,96	0,79	1,07	0,81
19m	10,20	0,25	0,98	5,80	1,66	0,85
T.graeca						
1w	1,12	0,39	0,76	4,19	9,12	7,09
2m	10,65	0,77	0,86	6,30	5,19	0,89
3m	23,17	0,33	0,69	5,45	1,51	0,99
4w	15,11	0,42	1,11	2,01	5,28	1,32
5m	39,36	0,85	1,82	2,57	8,22	0,88
6w	31,21	0,93	1,73	6,60	3,60	0,84
7w	19,53	0,93	0,64	1,56	16,76	0,89
8w	36,32	0,91	0,65	4,02	4,32	0,94
9w	25,61	0,88	0,66	1,23	5,21	1,07
10w	21,48	1,03	0,72	3,13	12,34	0,89
T.marginata						
1w	4,08	0,30	0,78	1,06	2,45	0,93
2m	43,68	0,32	0,70	1,03	2,16	1,32
3w	7,28	0,36	1,77	0,81	0,82	0,84
4m	20,01	0,91	0,68	1,12	1,92	0,93
5m	17,28	1,03	0,66	2,15	1,47	1,02

8. Harnsäure ( $\mu\text{mol/l}$ )

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	208	148	144	68	136	113
2w	148	119	92	33	63	70
3w	122	107	115	120	292	51
4m	448	250	232	186	214	161
5m	229	225	161	113	159	119
6m	286	188	132	166	188	154
7w	189	326	142	125	176	131
8w	182	137	135	113	80	104
9w	223	188	147	106	85	48
10m	152	185	280	162	115	232
11w	128	102	103	49	104	102
12w	156	180	65	75	63	238
13w	205	184	219	253	221	128
14w	105	282	122	114	130	211
15m	273	184	131	58	49	92
16m	101	242	222	232	277	210
17w	180	172	134	71	39	94
18w	549	164	204	145	72	138
19m	95	74	116	112	117	111
T.graeca						
1w	189	199	183	129	32	149
2m	422	215	362	223	207	317
3m	534	238	221	348	233	158
4w	135	238	131	175	119	184
5m	286	289	230	183	95	269
6w	149	266	323	177	101	230
7w	263	278	251	334	238	225
8w	412	275	289	261	100	331
9w	190	194	256	311	94	219
10w	253	277	196	134	93	89
T.marginata						
1w	41	55	264	130	84	57
2m	441	129	103	48	86	157
3w	57	214	158	185	110	46
4m	290	147	85	33	168	120
5m	110	324	183	79	103	242

## 9. Alaninaminotransferase (U/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermannii						
1w	27	<10	<10	21	<10	<10
2w	32	<10	13	12	22	<10
3w	<10	11	53	<10	<10	<10
4m	21	10	<10	11	18	<10
5m	16	13	17	<10	<10	69
6m	18	<10	16	12	14	<10
7w	13	<10	18	<10	<10	12
8w	<10	<10	<10	10	<10	<10
9w	28	<10	<10	<10	16	<10
10m	11	<10	14	24	<10	<10
11w	28	16	<10	<10	<10	<10
12w	<30	<10	<10	<10	16	<10
13w	11	30	17	<10	<10	<10
14w	<10	<10	11	12	14	<10
15m	11	20	16	15	<10	<10
16m	16	23	21	14	12	<10
17w	12	15	11	<10	11	<10
18w	16	<10	12	<10	12	<10
19m	<10	20	23	<10	21	<10
T.graeca						
1w	<10	<10	<10	<10	<10	<10
2m	12	36	16	36	23	17
3m	<30	17	20	14	<10	<10
4w	<10	<10	11	13	<10	17
5m	<10	11	11	<10	<10	<10
6w	21	22	25	<10	<10	36
7w	15	47	<10	<10	<10	<10
8w	<10	18	<10	<10	<10	<10
9w	<10	13	14	18	12	15
10w	<10	24	<10	14	17	21
T.marginata						
1w	31	<10	<10	18	28	<10
2m	31	<10	13	17	<20	24
3w	14	32	12	<10	12	<10
4m	29	27	<10	13	33	<10
5m	23	30	<10	17	<10	16

## 10. Aspartataminotransferase (U/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	35	48	41	48	49	38
2w	67	43	41	64	50	57
3w	32	26	12	62	91	21
4m	165	162	106	145	106	101
5m	116	143	118	145	153	208
6m	92	43	91	103	118	154
7w	74	71	72	97	59	48
8w	23	67	61	50	30	39
9w	61	56	54	78	48	57
10m	66	38	50	73	48	57
11w	72	85	83	68	62	80
12w	0	35	44	58	29	93
13w	39	48	41	42	35	32
14w	22	15	15	23	73	73
15m	112	99	48	37	28	80
16m	133	91	209	241	180	73
17w	89	88	50	85	69	71
18w	90	79	59	113	102	74
19m	83	130	96	106	74	127
T.graeca						
1w	91	95	106	93	46	66
2m	112	237	156	211	298	457
3m	24	77	52	170	96	66
4w	48	199	148	489	185	169
5m	169	165	108	251	118	229
6w	58	741	891	814	716	209
7w	59	112	88	217	62	121
8w	166	299	176	248	205	258
9w	55	109	94	224	210	256
10w	87	101	139	174	100	261
T.marginata						
1w	25	19	43	46	43	88
2m	88	50	23	40	40	62
3w	73	65	35	39	53	79
4m	42	99	58	48	76	66
5m	31	86	41	64	43	74



## 11. Lactatdehydrogenase (U/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	971	940	1043	909	1124	825
2w	797	945	657	787	672	984
3w	670	854	577	628	907	1098
4m	1590	1430	1290	1478	1347	1687
5m	1271	1578	915	826	1163	1531
6m	1567	1155	797	961	1092	1176
7w	995	1426	1351	869	891	746
8w	711	650	670	613	546	890
9w	1309	934	574	750	611	933
10m	948	941	766	1289	905	1037
11w	1133	1686	1691	794	1123	1737
12w	980	1056	1023	1090	812	1016
13w	753	925	676	623	1215	208
14w	689	678	506	529	847	1054
15m	847	1046	681	623	609	994
16m	1179	1348	1118	932	943	755
17w	943	1499	683	751	719	779
18w	1159	895	486	629	597	959
19m	952	1171	930	585	945	909
T.graeca						
1w	1726	1256	1080	1111	780	1242
2m	2523	2101	5211	2270	1923	2653
3m	2520	2277	2114	4903	2842	3141
4w	898	1500	1402	1926	888	1591
5m	3195	3986	3132	2875	1649	3801
6w	958	1241	1525	1377	1354	3177
7w	1254	1263	1212	3299	1120	1705
8w	8864	8401	8101	5320	2353	3584
9w	1052	1379	1894	1411	1372	3149
10w	2038	1751	3026	2015	1347	2709
T.marginata						
1w	814	878	934	894	808	1199
2m	686	782	644	719	543	1072
3w	1133	1043	716	771	666	835
4m	724	980	792	800	1270	1015
5m	825	1427	1074	884	1061	1123

## 12. Creatinkinase (U/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	0	229	229	0	1034	0
2w	0	74	28	0	0	0
3w	0	0	31	84	0	550
4m	152	37	69	44	0	64
5m	146	955	459	14	574	1351
6m	1181	109	155	0	0	44
7w	287	159	149	0	290	95
8w	0	98	72	0	0	868
9w	1421	92	31	335	0	23
10m	17	11	88	1346	18	351
11w	180	60	76	0	443	100
12w	535	23	112	259	370	213
13w	0	8	54	0	0	0
14w	0	49	42	0	709	1266
15m	14	132	53	0	0	158
16m	1408	440	203	57	59	109
17w	647	1403	258	288	34	793
18w	1036	125	98	81	30	333
19m	129	182	170	4	30	112
T.graeca						
1w	1298	59	79	0	0	207
2m	544	130	289	441	1135	1478
3m	390	379	90	1792	883	39
4w	112	1	54	30	0	302
5m	325	164	99	0	0	508
6w	164	52	155	925	1879	399
7w	278	56	82	504	22	333
8w	460	156	197	27	29	148
9w	197	222	245	626	1050	1051
10w	824	72	616	692	2	1017
T.marginata						
1w	43	249	68	590	135	145
2m	0	0	38	0	0	58
3w	103	26	92	620	0	259
4m	98	0	48	103	60	463
5m	272	46	131	369	46	70

## 13. Gesamtprotein (g/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	21	27	36	41	34	30
2w	26	35	35	40	35	38
3w	18	18	13	54	56	17
4m	29	32	41	41	33	37
5m	38	44	42	45	61	16
6m	29	32	41	34	36	37
7w	44	50	45	51	51	36
8w	32	55	42	47	40	39
9w	33	42	34	53	35	40
10m	31	29	44	27	31	36
11w	35	30	35	34	40	33
12w	20	39	38	39	40	50
13w	31	31	35	37	45	36
14w	26	17	27	30	34	37
15m	25	25	28	27	25	26
16m	22	37	36	45	37	35
17w	36	34	36	42	35	28
18w	39	37	47	47	52	37
19m	21	24	25	30	31	23
T.graeca						
1w	28	42	43	39	30	28
2m	39	29	32	29	33	27
3m	16	27	36	53	37	22
4w	34	37	36	71	55	42
5m	30	33	40	45	41	43
6w	19	30	60	44	44	53
7w	35	20	37	64	37	34
8w	40	39	58	63	57	69
9w	29	32	44	55	45	50
10w	39	27	49	33	29	32
T.marginata						
1w	19	21	55	65	66	31
2m	18	30	25	23	50	24
3w	20	37	38	46	58	16
4m	25	36	29	31	64	25
5m	20	41	34	29	32	52

## 14. Albumin (g/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	3	8	9	8	8	7
2w	0	11	10	9	8	10
3w	2	3	0	18	21	1
4m	8	10	12	10	8	10
5m	11	16	13	11	23	0
6m	10	8	12	6	9	9
7w	13	16	13	15	16	9
8w	8	18	13	13	11	9
9w	8	14	10	19	10	11
10m	8	8	14	3	7	9
11w	12	9	6	8	12	7
12w	0	13	7	9	13	17
13w	10	10	7	8	13	9
14w	7	3	4	6	11	9
15m	7	8	3	2	4	5
16m	4	14	8	13	7	7
17w	11	11	6	10	6	4
18w	9	11	14	14	15	8
19m	3	4	0	3	3	2
T.graeca						
1w	5	11	12	7	0	5
2m	11	7	14	9	4	10
3m	0	6	10	20	7	6
4w	5	8	6	22	11	9
5m	7	7	11	11	7	14
6w	1	7	18	10	9	16
7w	8	0	9	24	5	10
8w	10	9	18	18	16	22
9w	8	8	13	17	10	15
10w	11	5	14	3	0	6
T.marginata						
1w	0	2	18	21	22	6
2m	2	8	4	0	19	4
3w	2	10	10	14	21	1
4m	5	10	6	3	24	4
5m	3	13	9	5	9	17

## 15. Globulin (g/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	18	19	26	33	26	23
2w	26	24	25	31	26	28
3w	16	15	13	36	35	17
4m	20	21	28	30	25	28
5m	27	29	29	34	38	16
6m	19	24	29	28	27	27
7w	32	33	31	36	35	27
8w	24	37	30	34	29	30
9w	26	28	24	34	25	29
10m	23	21	29	24	24	27
11w	24	21	29	26	28	26
12w	20	25	31	30	27	33
13w	21	22	28	30	32	27
14w	20	14	24	24	24	27
15m	18	17	25	25	20	21
16m	18	24	29	32	30	28
17w	25	23	30	31	29	24
18w	30	26	33	33	37	29
19m	17	20	25	26	28	21
T.graeca						
1w	23	31	31	32	30	22
2m	27	22	32	29	33	27
3m	16	21	25	33	30	16
4w	29	30	29	49	45	32
5m	23	26	29	34	34	29
6w	17	23	41	34	35	37
7w	26	20	27	40	32	25
8w	30	29	40	45	42	47
9w	21	24	30	38	35	35
10w	29	22	35	29	29	25
T.marginata						
1w	19	19	37	44	44	25
2m	16	22	21	23	31	21
3w	18	27	28	32	37	15
4m	20	26	23	27	39	21
5m	17	28	26	24	23	35

## 16. Albumin – Globulin – Verhältnis

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	0,17	0,42	0,35	0,24	0,31	0,30
2w	0,00	0,46	0,40	0,29	0,31	0,36
3w	0,13	0,20	0,00	0,50	0,60	0,06
4m	0,40	0,48	0,43	0,33	0,32	0,36
5m	0,41	0,55	0,45	0,32	0,61	0,00
6m	0,53	0,33	0,41	0,21	0,33	0,33
7w	0,41	0,48	0,42	0,42	0,46	0,33
8w	0,33	0,49	0,43	0,38	0,38	0,30
9w	0,31	0,50	0,42	0,56	0,40	0,38
10m	0,35	0,38	0,48	0,13	0,29	0,33
11w	0,50	0,43	0,21	0,31	0,43	0,27
12w	0,00	0,52	0,23	0,30	0,48	0,52
13w	0,48	0,45	0,25	0,27	0,41	0,33
14w	0,35	0,21	0,17	0,25	0,46	0,33
15m	0,39	0,47	0,12	0,08	0,20	0,24
16m	0,22	0,58	0,28	0,41	0,23	0,25
17w	0,44	0,48	0,20	0,32	0,21	0,17
18w	0,30	0,42	0,42	0,42	0,41	0,28
19m	0,18	0,20	0,00	0,12	0,11	0,10
T.graeca						
1w	0,22	0,35	0,39	0,22	0,00	0,23
2m	0,41	0,32	0,44	0,31	0,12	0,37
3m	0,00	0,29	0,40	0,61	0,23	0,38
4w	0,17	0,27	0,21	0,45	0,24	0,28
5m	0,30	0,27	0,38	0,32	0,21	0,48
6w	0,06	0,30	0,44	0,29	0,26	0,43
7w	0,31	0,00	0,33	0,60	0,16	0,40
8w	0,33	0,31	0,45	0,40	0,38	0,47
9w	0,38	0,33	0,43	0,45	0,29	0,43
10w	0,38	0,23	0,40	0,10	0,00	0,24
T.marginata						
1w	0,00	0,11	0,49	0,48	0,50	0,24
2m	0,13	0,36	0,19	0,00	0,61	0,19
3w	0,11	0,37	0,36	0,44	0,57	0,07
4m	0,25	0,38	0,26	0,11	0,62	0,19
5m	0,18	0,46	0,35	0,21	0,39	0,49

## 17. Glukose (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	3,05	2,99	3,71	3,24	2,70	5,24
2w	2,81	4,43	4,92	2,92	3,34	4,93
3w	1,37	2,99	6,00	4,02	4,86	2,95
4m	2,67	5,21	4,34	3,56	3,23	5,31
5m	3,11	4,36	5,48	4,44	3,64	5,92
6m	1,74	3,20	3,71	5,65	2,51	4,77
7w	2,32	3,69	3,66	3,18	2,81	6,96
8w	1,93	3,51	4,34	3,25	2,67	2,84
9w	1,79	3,96	4,56	3,93	2,70	5,77
10m	1,61	3,39	3,04	2,92	2,04	3,25
11w	2,89	4,24	4,94	3,68	3,28	4,12
12w	3,40	3,01	2,36	3,36	3,15	2,91
13w	1,66	3,89	2,91	7,22	3,00	4,17
14w	1,91	2,47	2,01	8,32	1,86	4,25
15m	1,41	6,63	5,22	2,34	2,03	5,36
16m	1,66	5,07	4,62	3,65	2,18	4,92
17w	1,94	3,82	3,91	3,73	2,94	4,90
18w	1,59	4,85	4,42	4,19	3,38	3,46
19m	2,16	6,39	4,53	4,56	3,35	4,24
T.graeca						
1w	1,71	2,98	3,21	2,61	2,63	4,60
2m	0,93	8,77	7,63	7,00	6,62	9,87
3m	1,91	3,72	3,95	5,54	2,26	2,93
4w	1,27	4,33	4,59	7,02	4,59	3,94
5m	2,37	5,20	2,52	3,99	3,16	5,08
6w	2,11	3,19	3,59	3,23	2,75	4,79
7w	1,94	3,76	3,42	9,59	2,73	3,85
8w	1,11	3,79	5,85	6,53	4,74	5,88
9w	2,79	5,76	5,72	4,49	4,61	5,88
10w	1,96	2,79	3,93	4,49	3,11	5,27
T.marginata						
1w	2,38	4,59	5,74	4,10	4,77	4,59
2m	1,60	3,89	3,26	2,63	3,32	4,17
3w	1,99	7,16	5,04	3,14	4,19	4,23
4m	2,13	5,75	3,30	3,05	2,35	4,05
5m	2,68	3,29	3,43	2,58	3,37	4,78

## 18. Cholesterin (mmol/l)

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	5,26	4,41	4,54	3,87	3,36	4,27
2w	3,20	4,24	3,26	3,71	2,62	4,38
3w	3,23	2,29	2,44	4,58	4,09	1,60
4m	0,99	1,44	1,59	1,45	1,17	1,26
5m	2,66	3,17	2,04	2,63	4,33	1,02
6m	4,45	2,47	2,74	1,85	2,59	2,95
7w	4,41	4,31	3,41	3,59	3,84	4,34
8w	3,57	6,37	3,83	3,99	3,80	3,88
9w	3,41	5,97	3,76	4,65	2,65	4,58
10m	2,34	3,25	3,79	1,93	2,70	4,06
11w	4,27	2,24	3,01	1,96	2,15	2,47
12w	4,17	4,50	2,60	2,35	3,83	4,35
13w	1,61	1,66	1,26	1,42	2,95	3,66
14w	1,97	1,78	2,05	2,71	2,58	1,38
15m	1,19	1,84	1,76	1,74	1,98	1,61
16m	1,67	3,29	2,00	2,38	2,03	2,48
17w	3,53	2,56	3,22	3,72	2,66	4,30
18w	5,14	3,60	4,32	4,10	4,41	4,71
19m	2,06	2,18	1,83	2,40	2,69	2,18
T.graeca						
1w	2,97	4,45	4,40	3,29	3,28	3,09
2m	3,65	1,05	4,44	2,01	2,54	2,41
3m	2,00	1,19	1,73	2,62	1,83	1,09
4w	3,61	2,48	2,06	4,42	4,62	3,17
5m	2,13	1,80	1,63	2,95	3,46	2,74
6w	1,81	1,91	4,12	2,91	4,30	4,62
7w	1,98	1,37	1,92	3,37	2,99	2,34
8w	2,17	1,60	2,60	2,47	2,65	4,12
9w	0,92	0,98	0,92	2,00	2,25	2,86
10w	1,60	0,68	1,21	1,02	0,79	1,53
T.marginata						
1w	0,75	1,50	4,63	4,68	4,61	1,80
2m	0,81	1,55	1,40	0,86	0,20	0,96
3w	0,51	1,31	2,49	3,10	3,91	0,60
4m	1,00	3,55	1,72	1,62	3,86	1,39
5m	0,22	2,23	1,34	0,80	0,89	2,16



## 19. Triglyceride

DATUM	27.02.1999	04.04.1999	01.05.1999	26.06.1999	28.08.1999	30.10.1999
TIER-NR.						
T.hermani						
1w	0,92	3,21	4,52	3,49	2,81	3,11
2w	2,32	7,45	2,25	4,30	3,84	6,33
3w	0,97	2,93	2,49	6,79	3,29	2,28
4m	0,00	0,49	0,15	0,00	0,02	0,00
5m	0,00	1,19	0,37	0,01	0,89	0,30
6m	0,00	1,26	0,96	0,54	0,61	1,06
7w	1,18	5,90	5,02	3,41	5,49	1,57
8w	4,15	9,35	4,11	5,75	5,58	6,93
9w	3,23	4,83	3,60	5,65	2,62	6,13
10m	0,00	0,71	1,19	0,26	0,38	1,56
11w	0,55	2,21	2,27	0,50	0,98	2,09
12w	1,21	3,83	2,90	2,96	5,57	7,42
13w	0,00	0,30	0,94	0,86	1,58	0,96
14w	0,27	2,42	3,52	2,05	0,00	0,12
15m	0,00	0,37	0,52	0,98	1,48	0,42
16m	0,00	3,18	0,82	1,15	0,62	1,73
17w	0,95	2,17	4,45	6,35	4,01	6,33
18w	2,45	2,18	5,27	6,10	6,71	5,54
19m	0,00	0,19	0,00	0,91	0,97	0,29
T.graeca						
1w	2,39	5,34	5,95	3,71	2,79	3,55
2m	0,00	0,36	0,46	1,67	1,17	1,11
3m	0,00	0,00	0,00	0,76	0,00	0,00
4w	5,02	3,94	3,80	9,98	10,29	6,25
5m	0,00	0,22	0,06	1,29	0,59	0,31
6w	0,31	2,52	7,10	4,27	6,32	6,81
7w	0,00	2,00	3,07	5,82	0,01	2,77
8w	0,00	1,04	2,90	1,22	0,16	3,78
9w	0,00	0,00	0,19	2,27	1,04	1,56
10w	0,00	0,00	0,99	0,49	0,00	0,54
T.marginata						
1w	0,96	1,87	1,57	4,12	5,86	3,00
2m	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
3w	0,44	0,71	2,64	4,95	5,00	1,55
4m	0,00	0,00	0,00	0,00	0,13	0,00
5m	0,00	0,53	0,39	0,00	0,00	0,00

**Irrtumswahrscheinlichkeit p im Geschlechtervergleich****1. Hämatologische Werte**

HCT	HGB	RBC	MCHC	MCH	MCV	
0,0001	0,0001	0,0001	0,4163	0,6610	0,3984	
WBC	THROMBO	HETERO	EOSINO	BASO	LYMPHO	MONO
0,0421	0,0211	0,6521	0,0288	0,0008	0,0488	0,2793

**2. Blutbiochemische Werte**

Na	K	Cl	Ca	P	Ca:P	UREA
0,5137	0,681	0,9936	0,0001	0,0001	0,0689	0,3344
URIC	ALT	AST	LDH	CK	TP	ALB
0,0178	0,0242	0,8644	0,4189	0,8818	0,0004	0,0278
GLOB	ALB:GLOB	GLU	CHOL	TRIG		
0,0002	0,4464	0,7033	0,0001	0,0001		

**Irrtumswahrscheinlichkeit p im Artvergleich****1.Hämatologische Werte**

	HCT	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0353	0,0405
T.graeca		0,7036
	HGB	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0048	0,009
T.graeca		0,6995
	RBC	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,9056	0,7618
T.graeca		0,7168
	MCHC	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0411	0,0778
T.graeca		0,8729
	MCH	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,001	0,0002
T.graeca		0,2686
	MCV	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0261	0,0046
T.graeca		0,3035
	WBC	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,9624
T.graeca		0,0034
	THROMBO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,0398
T.graeca		0,1276
	HETERO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,5447	0,0143
T.graeca		0,0075

	EOSINO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,6053
T.graeca		0,0229
	BASO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,8059	0,0001
T.graeca		0,0001
	LYMPHO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0055	0,0047
T.graeca		0,0001
	MONO	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0145	0,8120
T.graeca		0,0494

## 2. Blutbiochemische Werte

	Na	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0413	0,2602
T.graeca		0,0132
	K	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,5975	0,4302
T.graeca		0,7282
	Cl	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,3137	0,3573
T.graeca		0,1187
	Ca	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,5512	0,0323
T.graeca		0,1222
	P	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,2228	0,3371
T.graeca		0,9915
	Ca:P	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0654	0,7309
T.graeca		0,1030
	UREA	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,1497	0,8921
T.graeca		0,2491
	URIC	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,4308
T.graeca		0,0001
	ALT	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,592	0,0279
T.graeca		0,1007

	AST	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,3463
T.graeca		0,0001
	LDH	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0001	0,7903
T.graeca		0,0001
	CK	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0085	0,2286
T.graeca		0,003
	TP	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0209	0,9755
T.graeca		0,1042
	ALB	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,3953	0,9325
T.graeca		0,5968
	GLOB	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0002	0,9968
T.graeca		0,0069
	ALB:GLOB	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,3289	0,3635
T.graeca		0,8906
	GLU	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0385	0,8678
T.graeca		0,1841
	CHOL	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,0043	0,0001
T.graeca		0,0226
	TRIG	
Art	T.graeca	T.marginata
T. hermanni	0,5023	0,0078
T.graeca		0,0482

**Irrtumswahrscheinlichkeit p im Vergleich der Probenentnahmezeitpunkte****1. Hämatologische Werte**

			HCT		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0287	0,0101	0,0214	0,0072	0,0005
2		0,6938	0,9078	0,6104	0,1801
3			0,7811	0,9078	0,3428
4				0,6938	0,2204
5					0,4047
			HGB		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,4345	0,1593	0,6129	0,0481	0,1757
2		0,5297	0,7825	0,2295	0,5654
3			0,3660	0,5654	0,9572
4				0,1400	0,3951
5					0,5297
			RBC		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,4471	0,5071	0,9508	0,4445	0,2719
2		0,9227	0,4112	0,9965	0,7342
3			0,4685	0,9192	0,6625
4				0,4087	0,2460
5					0,7375
			MCHC		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0167	0,1157	0,0036	0,5645	0,0009
2		0,4059	0,5937	0,0679	0,3424
3			0,1731	0,3171	0,0759
4				0,0187	0,6769
5					0,0058
			MCH		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,9814	0,2826	0,8308	0,0750	0,8248
2		0,2932	0,8490	0,0789	0,8430
3			0,3890	0,4771	0,3932
4				0,1167	0,9939
5					0,1185

			MCV		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0585	0,0081	0,0076	0,0046	0,0012
2		0,4423	0,4295	0,3378	0,1697
3			0,9826	0,8488	0,5436
4				0,8659	0,5582
5					0,6768
			WBC		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,6960	0,2241	0,3180
2		0,3205	0,0001	0,0001	0,0001
3			0,0003	0,0001	0,0001
4				0,0027	0,4114
5					0,0275
			THROMBO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,7906	0,9479	0,8051	0,5221	0,5634
2		0,7408	0,9850	0,7078	0,7547
3			0,7550	0,4806	0,5202
4				0,6939	0,7405
5					0,9502
			HETERO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,0937	0,0001	0,0061	0,0138
3			0,0071	0,2782	0,4249
4				0,1045	0,0564
5					0,7738
			EOSINO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0503	0,0001	0,0001	0,0006	0,0006
2		0,0001	0,0015	0,1275	0,1310
3			0,4367	0,0145	0,0140
4				0,0933	0,0906
5					0,9887



			BASO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,6588	0,5895	0,0007	0,0031	0,0318
2		0,3269	0,0001	0,0007	0,0099
3			0,0042	0,0149	0,1065
4				0,6588	0,2029
5					0,4045
			LYMPHO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0303	0,8303	0,0188	0,0046
2		0,0002	0,0001	0,0004	0,0020
3			0,0175	0,8513	0,4920
4				0,0105	0,0023
			MONO		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,5555	0,0009	0,0003	0,0075	0,0001
2		0,0059	0,0021	0,0362	0,0003
3			0,7362	0,5006	0,3546
4				0,3126	0,5555
5					0,1106

## 2. Blutbiochemische Werte

			Na		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0967	0,3731	0,2540	0,0001
2		0,0001	0,0001	0,0001	0,1584
3			0,0112	0,6002	0,0001
4				0,0430	0,0001
5					0,0001
			K		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,8980	0,0187	0,6711	0,3388
3			0,0132	0,5805	0,4073
4				0,0531	0,0010
5					0,1679
			Cl		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,0034	0,0043	0,0001	0,6529
3			0,9438	0,0380	0,0008
4				0,0320	0,0010
5					0,0001
			Ca		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,4003	0,0030	0,0020	0,0178	0,3071
2		0,0321	0,0227	0,1233	0,8565
3			0,8902	0,5420	0,0494
4				0,4547	0,0356
5					0,1733
			P		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0018	0,0001	0,0001	0,0002	0,0001
2		0,0083	0,0121	0,5351	0,0001
3			0,8944	0,0424	0,0166
4				0,0575	0,0116
5					0,0001

			Ca : P		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0063	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,0178	0,0172	0,1008	0,0009
3			0,9908	0,4590	0,3199
4				0,4520	0,3255
5					0,0836
			UREA		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,9804	0,1353	0,0184	0,8428
3			0,1291	0,0172	0,8236
4				0,3812	0,1948
5					0,0306
			URIC		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,1796	0,0235	0,0002	0,0001	0,0007
2		0,3507	0,0149	0,0011	0,0364
3			0,1297	0,0183	0,2431
4				0,3927	0,7261
5					0,2287
			ALT		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,8904	0,2766	0,0807	0,0705	0,0410
2		0,3417	0,1073	0,0945	0,0565
3			0,5071	0,4679	0,3354
4				0,9501	0,7638
5					0,8119
			AST		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,184	0,3392	0,0233	0,2292	0,1467
2		0,7080	0,3418	0,8990	0,9014
3			0,1857	0,8043	0,6182
4				0,2815	0,4082
5					0,8020

			LDH		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,7814	0,9503	0,8059	0,2411	0,7898
2		0,8296	0,6010	0,1476	0,9913
3			0,7581	0,2171	0,8381
4				0,3536	0,6986
5					0,1507
			CK		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0382	0,0150	0,3292	0,2696	0,8350
2		0,7137	0,2691	0,3285	0,0228
3			0,1416	0,1796	0,0084
4				0,8976	0,2368
5					0,1898
			TP		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0713	0,0001	0,0001	0,0001	0,0122
2		0,0360	0,0001	0,0003	0,4749
3			0,0609	0,1141	0,1643
4				0,7658	0,0012
5					0,0032
			ALB		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,028	0,0048	0,0003	0,0003	0,0750
2		0,5255	0,1394	0,1394	0,6721
3			0,3975	0,3975	0,2905
4				1,0000	0,0579
5					0,0579
			GLOB		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,2125	0,0001	0,0001	0,0001	0,0020
2		0,0007	0,0001	0,0001	0,0621
3			0,0117	0,0487	0,1221
4				0,5757	0,0001
5					0,0005

			ALB : GLOB		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,2125	0,0001	0,0001	0,0001	0,0020
2		0,0007	0,0001	0,0001	0,0621
3			0,0117	0,0487	0,1221
4				0,5757	0,0001
5					0,0005
			GLU		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001
2		0,7589	0,9177	0,0006	0,2109
3			0,6817	0,0018	0,1198
4				0,0004	0,2508
5					0,0001
			CHOL		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,7013	0,6421	0,4450	0,1969	0,3785
2		0,9352	0,7035	0,3635	0,6187
3			0,7647	0,4080	0,6771
4				0,5970	0,9067
5					0,6806
			TRIG		
Zeitpunkt	2	3	4	5	6
1	0,0153	0,0118	0,0005	0,0044	0,0020
2		0,9241	0,2844	0,6624	0,4943
3			0,3292	0,7328	0,5563
4				0,5254	0,6979
5					0,8048

### Irrtumswahrscheinlichkeit p im Geschlechtervergleich zu den einzelnen Probenentnahmezeitpunkten

Ausgewählte blutbiochemische Parameter

			Ca			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,1892	0,0020	0,0005	0,0006	0,0159	0,0368
			P			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,0450	0,0030	0,0301	0,0008	0,1337	0,0627
			Ca : P			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,2089	0,1793	0,9630	0,2225	0,7395	0,9054
			TP			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,2177	0,6873	0,0805	0,0022	0,2831	0,1265
			ALB			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,8515	0,8566	0,3924	0,0095	0,6013	0,3510
			GLOB			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,0273	0,4388	0,0941	0,0016	0,1468	0,1254
			ALB : GLOB			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,5582	0,3539	0,8278	0,0291	0,7977	0,6672
			CHOL			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,0475	0,1515	0,0347	0,0001	0,0257	0,0030
			TRIG			
Zeitpunkt	1	2	3	4	5	6
p	0,0005	0,0003	0,0001	0,0001	0,0001	0,0001

**Danksagung**

Mein ganz besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Dr. R. W. Hoffmann für die Überlassung des Dissertationsthemas und für die freundliche, kompetente und unkomplizierte Hilfe bei der Erstellung und Korrektur der Arbeit.

Herrn Prof. Dr. K. Osterkorn und Herrn Dr. H. Stangelmayr danke ich für ihre Geduld bei der statistischen Bearbeitung des Datenmaterials.

Für die Durchführung der Herpesneutralisationstests bin ich Frau Dr. S. Blahak zu besonderem Dank verpflichtet.

Frau Dr. J. Wiechert möchte ich für Ihre Hilfe bei der Beschaffung verschiedenster Literaturquellen herzlich danken.

Frau C. Vogt danke ich für die freundliche Einweisung in die Laborarbeiten sowie ihre Unterstützung bei der Beschaffung des notwendigen Labormaterials.

Bei meinem ehemaligen Chef und Lehrer Herrn Dr. K. Jeddicke bedanke ich mich für die Bereitstellung der gesamten Laborausrüstung.

Danken möchte ich auch allen Mitarbeitern meiner Praxis, die mir durch ihre engagierte Mitarbeit in allen Belangen des Praxisalltags das Erstellen der Arbeit überhaupt erst ermöglichten. Frau C. March, Herrn A. Rakow und Frau M. Smudel und danke ich herzlichst für die schnelle Korrektur der Arbeit.

Ein ganz besonderer Dank gilt auch meinen Eltern und meiner Großmutter, welche durch die fürsorgliche Betreuung der Probandentiere wesentlich zum Gelingen der Arbeit beigetragen haben.

**Lebenslauf**

Name: Mario Erler

Geburtsdatum: 14.03.1971

Geburtsort: Saalfeld

Eltern: Isa Vera Erler, geb. Dütthorn  
Bernd Otto Erler

Schulbildung: Polytechnische Oberschule Probstzella (1977 - 1987)  
Betriebsberufsschule Meilitz (1987 - 1989)  
Arbeiter- und Bauernfakultät Halle (1989 - 1990)

Ausbildung: LPG(T) Niederpöllnitz (1987 – 1989)  
Abschluß als Facharbeiter für Tierproduktion mit Abitur  
am 15.07.1989

Wehrdienst: 1990 - 1991

Studium: 1991 - 1997 Studium der Tiermedizin an der  
Tierärztlichen Fakultät der Justus-Liebig-Universität Gießen  
Abschluß mit dem Staatsexamen am 19.12.1996

Approbation: 20.01.1997

Beruflicher Werdegang: 01.04.1997 – 31.03.2000 tierärztlicher Assistent  
in der Fachtierarztpraxis Dr. K. Jeddicke Kassel  
01.04.2000 Übernahme der genannten Tierarztpraxis  
und selbständige Praxistätigkeit

Dissertation: Seit Februar 1999 Anfertigung der vorliegenden Dissertation  
am Institut für Zoologie, Fischereibiologie und  
Fischkrankheiten der Tierärztlichen Fakultät der  
Ludwig-Maximilians-Universität München